

Meinen lieben Eltern

Klinik für Fortpflanzungsmedizin der Vetsuisse-Fakultät
Universität Zürich
Interimistischer Direktor: Prof. Dr. med. vet. Dr. h.c. U. Braun

Arbeit unter der Leitung von Proff. Dr. med. vet. W. Kähn und U. Bleul

**Reaktionen von kompakten Gelbkörpern, Gelbkörpern mit Hohlraum und
Follikel-Luteinzysten auf die Verabreichung von Prostaglandin F₂ α beim
Rind**

Inaugural-Dissertation

zur Erlangung der Doktorwürde
der Vetsuisse-Fakultät
Universität Zürich

vorgelegt von
Beatrice Wenzinger
Tierärztin
von Schneisingen, Schweiz

genehmigt auf Antrag von
Prof. Dr. med. vet. W. Kähn, Referent
Prof. Dr. med. vet. H. Augsburger, Korreferent

Zürich 2010

INHALTSVERZEICHNIS

| | | |
|----------|---|-----------|
| 1 | ZUSAMMENFASSUNG | 5 |
| 2 | SUMMARY | 6 |
| 3 | EINLEITUNG UND ZIELSETZUNG..... | 7 |
| 4 | LITERATURÜBERSICHT | 9 |
| 4.1 | Sexualzyklus beim weiblichen Rind | 9 |
| 4.2 | Ovarieller Zyklus | 9 |
| 4.2.1 | Follikulogenese | 10 |
| 4.2.1.1 | Follikelrekrutierung..... | 12 |
| 4.2.1.2 | Follikelselektion..... | 12 |
| 4.2.1.3 | Follikeldominanz und Follikelatresie..... | 14 |
| 4.2.2 | Gelbkörperentwicklung..... | 15 |
| 4.2.2.1 | Kompakter Gelbkörper und Gelbkörper mit Hohlraum..... | 16 |
| 4.3 | Hormonelle Regulation des Sexualzyklus | 19 |
| 4.3.1 | Prostaglandin F2 α | 20 |
| 4.3.2 | Refraktärität..... | 21 |
| 4.4 | Ovarialzysten..... | 23 |
| 4.5 | Gelbkörper und Follikel-Luteinzysten | 25 |
| 4.6 | Sonographische Darstellung des Ovarzyklus..... | 25 |
| 4.6.1 | Sonographische Darstellung der Follikulogenese | 26 |
| 4.6.2 | Sonographische Darstellung der Gelbkörperentwicklung..... | 28 |
| 5 | TIERE, MATERIAL UND METHODIK | 30 |
| 5.1 | Tiere | 30 |
| 5.1.1 | Verwendete Tiere zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α | 30 |
| 5.1.2 | Verwendete Tiere zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α | 31 |
| 5.2 | Material und Methodik..... | 32 |
| 5.2.1 | Vorgehen zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α | 32 |

| | |
|--|-----------|
| 5.2.1.1 Definitionen..... | 32 |
| 5.2.1.2 Schema zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α | 35 |
| 5.2.1.3 Protokollblatt zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α | 36 |
| 5.2.1.4 Aufarbeitung der Blutproben und Bestimmung des Progesterongehaltes zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α | 40 |
| 5.2.1.5 Statistik zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α | 41 |
| 5.2.2 Vorgehen zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α | 43 |
| 5.2.2.1 Schema zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α | 43 |
| 5.2.2.2 Protokollblatt zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α | 45 |
| 5.2.2.3 Aufarbeitung der Blutproben und Bestimmung des Progesterongehaltes zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α | 45 |
| 5.2.2.4 Statistik zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α | 45 |
| 6 ERGEBNISSE | 47 |
| 6.1 Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α | 47 |
| 6.1.1 Luteingewebe | 47 |
| 6.1.1.1 Vergleich der verschiedenen Luteingebilde am Tag 0..... | 52 |
| 6.1.1.3 Veränderungen an den Luteingebilden zwischen Tag 0 und 4 | 55 |
| 6.1.2 Hohlraum der Luteingebilde | 60 |
| 6.1.2.1 Vergleich der Hohlräume der Luteingebilde am Tag 0..... | 60 |
| 6.1.2.3 Veränderungen an den Hohlräumen der Luteingebilde zwischen Tag 0 und 4 ... | 62 |
| 6.1.3 Blutprogesteronkonzentration | 64 |
| 6.1.3.1 Vergleich der Blutprogesteronkonzentration von Kühen mit verschiedenen Luteingebilden am Tag 0 | 64 |

| | |
|---|------------|
| 6.1.3.2 Veränderungen der Blutprogesteronkonzentrationen von Kühen mit verschiedenen Luteingebilden zwischen Tag 0 und 6..... | 66 |
| 6.1.4 Veränderung der Progesteronkonzentration im Zusammenhang mit der Veränderung der Luteingewebsmenge..... | 70 |
| 6.1.5 Besamungen und Trächtigkeiten..... | 78 |
| 6.2 Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α | 81 |
| 6.2.1 Luteingewebe der jungen Gelbkörper..... | 81 |
| 6.2.1.1 Kühe, denen am Tag 3 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 1)..... | 84 |
| 6.2.1.2 Kühe, denen am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 2)..... | 86 |
| 6.2.1.2.2 Veränderung der Luteingewebsfläche von Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum in den Tagen 2 bis 9 nach der Ovulation bei Kühen der Gruppe 2..... | 87 |
| 6.2.2 Follikel..... | 90 |
| 6.2.2.1 Kühe, denen am Tag 3 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 1)..... | 91 |
| 6.2.2.2 Kühe, denen am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 2)..... | 93 |
| 6.2.3 Blutprogesteronkonzentration der Kühe mit jungem Gelbkörper..... | 99 |
| 6.2.3.1 Kühe, denen am Tag 3 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 1)..... | 100 |
| 6.2.3.2. Kühe, denen am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 2)..... | 101 |
| 6.2.4 Veränderung der Progesteronkonzentration in Abhängigkeit vom Luteingewebe ... | 104 |
| 7 DISKUSSION | 108 |
| 7.1 Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α | 109 |
| 7.2 Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α | 117 |
| 7.3 Schlussfolgerung..... | 121 |
| 8 LITERATURVERZEICHNIS..... | 123 |
| 9 LEBENSLAUF..... | 132 |
| 10 DANKSAGUNG..... | 133 |
| 11 Anhang | 134 |
| 11.1. Tabellen erster Teil | 134 |

| | |
|-----------------------------------|-----|
| 11.2 Abbildungen erster Teil..... | 136 |
| 11.3 Tabellen zweiter Teil..... | 142 |
| 11.4 Abbildungen..... | 151 |

1 ZUSAMMENFASSUNG

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die Follikel-Luteinzyste anhand ihrer Reaktion auf die Verabreichung von PGF2 α zu untersuchen und sie dem refraktären Gelbkörper gegenüber zu stellen. Dazu wurden 101 Kühe mit unterschiedlichen Luteingebilden mit PGF2 α behandelt, bis zur Ovulation täglich ultrasonographisch untersucht sowie ihre Progesteronkonzentration im Blut bestimmt. Dasselbe Untersuchungsschema wurde bei 15 Kühen angewendet, denen am Tag 3 oder am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α injiziert wurde.

Signifikante Unterschiede in der Ovulations- und Trächtigkeitsrate zwischen Kühen mit Follikel-Luteinzysten und Gelbkörpern konnten nicht festgestellt werden. Die Berechnung der Luteingewebsfläche im ultrasonographischen Bild am Tag 0 ergab aber signifikant höhere Werte für Gelbkörper ($1596.4 \pm 58.85 \text{ mm}^2$) als für Follikel-Luteinzysten ($598.3 \pm 119.83 \text{ mm}^2$, $P \leq 0.01$). Die Blutprogesteronwerte unterschieden sich signifikant zwischen Kühen mit kompakten Gelbkörpern ($5.1 \pm 0.70 \text{ ng/ml}$) und Gelbkörpern mit Hohlraum ($3.3 \pm 0.30 \text{ ng/ml}$, $P \leq 0.01$), nicht aber zwischen Kühen mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum und Follikel-Luteinzysten.

In kontinuierlichen ultrasonographischen Untersuchungen während eines Zyklus konnte gezeigt werden, dass das vorhandene Luteingebilde bis zu 12 Tage lang eine Wanddicke $< 4 \text{ mm}$ (Follikel-Luteinzyste Definition 1) aufweisen kann ohne eine feststellbare Beeinträchtigung der Zyklusdauer und der Ausprägung der nachfolgenden Brunst.

2 SUMMARY

The aim of the present study was to investigate the follicle-luteincyst on the basis of its response to the application of PGF2 α and to face it to the refractory corpus luteum. For this purpose 101 cows with different formations of luteal tissue were treated with PGF2 α . Afterwards they were investigated daily until ovulation, and the concentration of progesterone in blood was determined. PGF2 α was injected to 15 other cows on day 3 or on day 5 after ovulation. They were investigated in the same procedure.

There were no significant differences in the rate of ovulation and pregnancy between cows with follicle-luteincysts and cows with corpora lutea. However, the calculation of the biggest area of the luteal tissue in the ultrasonographic picture results in significant higher values for corpora lutea ($a = 1596.4 \pm 58.85 \text{ mm}^2$) than for follicle-luteincysts ($598.3 \pm 119.83 \text{ mm}^2$, $P \leq 0.01$). The concentrations of progesterone in blood differ significantly between cows with compact corpora lutea ($c = 5.1 \pm 0.70 \text{ ng/ml}$) and corpora lutea with cavity ($c = 3.3 \pm 0.30 \text{ ng/ml}$, $P \leq 0.01$), but not between cows with corpora lutea and follicle-luteincysts.

In continuous ultrasonographic investigations over one oestrous cycle it could be demonstrated, that the luteal structure can show a thickness of its wall $< 4 \text{ mm}$ (follicle-luteincyst definition 1) during a time of up to 12 days without a detectable impairment of the duration of the oestrous cycle and the development of the following oestrus.

3 EINLEITUNG UND ZIELSETZUNG

Die Fertilität einer Kuh ist ein bedeutender wirtschaftlicher Faktor in der Rinderhaltung. Sowohl in Mast- als auch in Milchviehherden ist eine hohe Leistung nur durch die regelmässige Geburt eines Kalbes zu erreichen. Voraussetzung dafür ist eine intakte Ovaraktivität.

Die Ovardiagnose am Rind mittels manueller rektaler und seit neuerer Zeit auch mittels ultrasonographischer Untersuchung ist in der tierärztlichen Praxis von grosser Bedeutung. Zur Therapie von ovariellen Erkrankungen sowie zur Manipulation des Brunstzyklus werden in der Veterinärmedizin verschiedene Hormone eingesetzt.

Prostaglandin F_{2α} (PGF_{2α}) wird beim Rind aufgrund seiner luteolytischen Wirkung zum Zyklus- oder Trächtigkeitsabbruch sowie zur Behandlung von Follikel-Luteinzysten eingesetzt. Dabei soll PGF_{2α} durch Aufhebung der Funktion des Luteingewebes die Induktion einer Brunst bewirken. Die Zeit von der Verabreichung des PGF_{2α} bis zum Auftreten der Brunst beträgt zwei bis sechs Tage (SMITH et al. 1998).

Beträchtliche Schwankungen des Zeitintervalls von der Prostaglandingabe bis zum Eintreten der Brunst können neben der Dosierung und der Verabreichungsart des PGF_{2α} (COLAZO et al. 2002) dem jeweils unterschiedlichen Stand der Follikelentwicklung zugeschrieben werden (SMITH et al. 1998, REPASI et al. 2005). Beim Rind erfolgt die Follikelanbildung innerhalb eines Zyklus in zwei bis vier Wellen, wobei der dominante Follikel der letzten Follikelwelle im Zyklus zur Ovulation kommt. Meist entwickelt sich der zum Zeitpunkt der PGF_{2α}-Gabe kleinste Follikel mit einem Durchmesser von > 5 mm zum Graafschen Follikel (SIROIS and FORTUNE 1988). Zwischen der Grösse des dominanten Follikels zu Beginn der Luteolyse und der Zeitdauer bis zur Ovulation konnte eine negative Korrelation festgestellt werden (SIROIS and FORTUNE 1988).

Schwankungen des Zeitintervalls von der PGF_{2α}-Gabe bis zum Eintreten der Brunst könnten gleichzeitig auf das Vorkommen von Luteingebilden unterschiedlicher Art zurückzuführen sein. Luteingewebe kann in Form von kompakten Gelbkörpern und Luteingebilden mit Hohlraum auftreten. Gebilde, die eine dünne Luteinwand und einen grossen Hohlraum aufweisen, werden als Follikel-Luteinzysten bezeichnet. Gelbkörper sind postovulatorische Gebilde, während Follikel-Luteinzysten aufgrund ausbleibender Ovulation entstehen und als präovulatorische Gebilde verstanden werden. Zur Unterscheidung zwischen Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten wurden, gestützt auf die Arbeit von KÄHN (1989b), Grenzwerte für die Wanddicke definiert.

Der kompakte Gelbkörper, der Gelbkörper mit Hohlraum und die Follikel-Luteinzyste, die alle hauptsächlich aus luteinisierten Zellen aufgebaut sind, können gesamthaft als Luteingebilde bezeichnet werden.

Die vorliegende Arbeit setzt sich aus zwei Teilen zusammen.

Im ersten Teil wurde der Zyklusverlauf von Kühen in Abhängigkeit der vorhandenen Luteingebilde, also kompakter Gelbkörper, Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten, nach Verabreichung von PGF2 α untersucht. Ziel war, die Wirkung von Luprostiol (Prosolvin®, Veterinaria, Zürich, Schweiz), einem synthetischen PGF2 α -Analogon, auf die verschiedenen progesteronproduzierenden Gebilde zu vergleichen. Dabei galt es abzuklären, ob ein Zusammenhang besteht zwischen der Dauer vom Zeitpunkt der Verabreichung des PGF2 α bis zum Auftreten der Brunst und der Art des Luteingebildes, das sich auf den Ovarien befand.

Dazu wurden Kühe mit PGF2 α behandelt und anschliessend bis zur Ovulation oder während maximal sieben Tagen täglich ultrasonographisch untersucht. Die Follikel und Luteingebilde auf den Ovarien wurden vermessen und die Veränderungen der verschiedenen Luteingebilde denen der Plasmaprogesteronwerte gegenübergestellt. Zeigten die Kühe Brunstsymptome, wurden sie besamt.

Im zweiten Teil dieser Arbeit wurde die Reaktion von drei bzw. fünf Tage alten Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α und deren Refraktärität untersucht. Die refraktäre Phase ist die Zeit unmittelbar nach der Ovulation, in der der Gelbkörper auf die Gabe von PGF2 α nicht mit Luteolyse oder Progesteronabfall im Blut reagiert. Beim Rind handelt es sich um einen Zeitraum von fünf bis sieben Tagen (LEVY et al. 2000).

Bei Stuten konnte nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 3 nach der Ovulation ultrasonographisch eine Verminderung des Luteingewebes, einhergehend mit einem vorübergehenden Progesteronabfall, festgestellt werden (BERGFELT et al. 2006). Alle Stuten kamen in Rosse und ovulierten neun bis zehn Tage nach der Behandlung. In den Untersuchungen von CARLUCCIO et al. (2008) traten bei Eselstuten kurz nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 3 nach der Ovulation erste Rossesymptome auf. Das ovulatorische Intervall verkürzte sich auf neun Tage. Beim Rind wurden bisher keine entsprechenden Untersuchungen durchgeführt.

Für diese Studie wurde Kühen drei bzw. fünf Tage nach einer Ovulation PGF2 α injiziert und anschliessend mittels transrektaler Ultrasonographie bis zur nächsten Ovulation täglich untersucht. Die Follikel und Luteingebilde auf den Ovarien wurden ausgemessen und die Plasmaprogesteronwerte bestimmt.

4 LITERATURÜBERSICHT

4.1 Sexualzyklus beim weiblichen Rind

Die periodisch wiederkehrenden Veränderungen an den weiblichen Geschlechtsorganen als Vorbereitung für eine Trächtigkeit werden als Sexual- oder Brunstzyklen bezeichnet. Beim Wildrind kommen solche Veränderungen im Laufe eines Jahres nur in einem begrenzten Zeitraum vor. Das Wildrind ist somit saisonal polyöstrisch. Beim europäischen Hausrind dagegen kann mit konstanter Periodizität das ganze Jahr über Brunstverhalten beobachtet werden. Das Hausrind ist ganzjährig polyöstrisch.

Der Sexualzyklus des weiblichen Rindes dauert durchschnittlich 21 (17 - 25) Tage und wird in vier Phasen eingeteilt, in den Proöstrus (Vorbrunst), den Östrus (Hauptbrunst), den Metöstrus (Nachbrunst) und den Diöstrus (Zwischenbrunst) (GRUNERT 1999).

4.2 Ovarieller Zyklus

Die Gesamtheit aller zyklusabhängigen Vorgänge am Ovar werden unter dem Begriff ovarieller Zyklus zusammengefasst. Während eines ovariellen Zyklus kommt es auf dem Ovar zur Anbildung, zum Wachstum und zur Rückbildung oder zur Ovulation von Follikeln (Follikulogenese) und zur Entwicklung von Gelbkörpern.

Ein Follikel entwickelt sich über die Stadien des Primordial-, Primär-, Sekundär- und Tertiärfollikels zum sprungreifen Graafschen Follikel. Dabei kommt es im Follikel rund um die Eizelle zur Entstehung und Proliferation von Granulosazellen, und um den Follikel bildet sich die Theca folliculi, bestehend aus der Theca interna und der Theca externa. Der Tertiärfollikel umschließt eine Ansammlung von Flüssigkeit, den Liquor follicularis, in der Follikelhöhle, dem Antrum folliculare. Die Flüssigkeit wird von den Granulosazellen in die Follikelhöhle sezerniert. Bei der Ovulation, dem Eisprung, kommt es zum Austreten von der mit Granulosazellen umgebenen Eizelle und der Follikelflüssigkeit aus der Follikelhöhle (SCHNORR und KRESSIN 2001).

Nach der Ovulation entsteht aus den Granulosazellen in der Wand des kollabierten Follikels und teilweise aus Zellen der Theca interna der Gelbkörper, das Corpus luteum. Der Gelbkörper hat die Funktion einer endokrinen Drüse und produziert Progesteron. Durch Luteinisierung der Granulosa- und Thekazellen, durch Vaskularisation, Wachstum und Proliferation bildet sich aus dem nach der Ovulation entstandenen Corpus hämorrhagicum ein Gelbkörper in Blüte, der sich

wieder zurückbildet, wenn keine Befruchtung stattgefunden hat. Dieser sich im Verlauf des Zyklus an- und rückbildende Gelbkörper wird Corpus luteum periodicum genannt. Kommt es zur Befruchtung und zur Trächtigkeit, bleibt der Gelbkörper als Corpus luteum graviditatis bestehen und produziert das trächtigkeitserhaltende Hormon Progesteron (SCHNORR und KRESSIN 2001).

4.2.1 Follikulogenese

Ein wellenförmiges An- und Rückbilden von Follikeln während eines Ovarialzyklus ist charakteristisch für die Follikulogenese beim Rind (FORTUNE 1994). Periodisch kommt es zum Heranwachsen mehrerer kleiner Follikel, aus denen durch einen Selektionsprozess ein dominanter Follikel hervorgeht, während die übrigen Follikel atresieren (DRIANCOURT 2001). Der dominante Follikel wächst zur präovulatorischen Grösse heran und ovuliert oder bildet sich als Diöstrusfollikel wieder zurück (GINTHER et al. 1996, GINTHER et al. 1997). Die vier Perioden der Follikelentwicklung werden als Rekrutierungs-, Selektions-, Dominanz- und Atresiephase bezeichnet.

Die wellenförmige Anbildung der Follikel während des Ovarialzyklus wurde erstmals von RAJAKOSKI (1960) beschrieben. Seine histologischen Untersuchungen ergaben eine Entwicklung von Follikeln in zwei Wellen. Aus einer drei bis vier Tage nach der Ovulation beginnenden Welle entstand ein dominanter Follikel, der anschliessend atresierte. Die zweite Welle, die an den Tagen 12 bis 14 des Zyklus erstmals nachweisbar war, endete mit der Ovulation des dominanten Follikels.

Andere Autoren beobachteten bei Untersuchungen an Schlachtpräparaten und an Ovarien nach Ovariectomie in unterschiedlichen Zyklusstadien ein kontinuierliches Wachstum der Follikel mit anschliessender Regression ohne eine wellenförmige Bewegung (CHOUDARY et al. 1968, DONALDSON und HANSEL 1968). Sie unterschieden zwei Phasen in einem Zyklus: eine Follikel- und eine Lutealphase. Grosse Follikel waren nur während der Follikelphase zu beobachten, kleine und atresierende Follikel während des gesamten Zyklus. CHOUDARY et al. (1968) schlossen daraus, dass die Entwicklung der Follikel kontinuierlich und unabhängig von spezifischen Tagen des Zyklus und ohne eine Wellenbewegung erfolgte.

Erst mit dem Einsatz der Sonographie in der Ovardiagnostik Mitte der achtziger Jahre konnte die Follikulogenese dann in kontinuierlichen Untersuchungen am lebenden Tier verfolgt werden (PIERSON und GINTHER 1984). Dabei wurden die Ergebnisse von RAJAKOSKI (1960) über die Entwicklung der ovariellen Follikel in Wellen bestätigt (PIERSON und GINTHER 1988,

SAVIO et al. 1988, SIROIS und FORTUNE 1988, GINTHER et al. 1989a, KNOPF et al. 1989). In der Regel wurden während eines Zyklus zwei oder drei Follikelwellen beobachtet. Die Verteilung auf zwei- und dreiwellige Zyklen variierte jedoch in den verschiedenen Untersuchungen. PIERSON und GINTHER (1988) beobachteten in sechs von acht, KNOPF et al. (1989) in neun von 10 und GINTHER et al. (1989a) in 20 von 24 Zyklen zwei und in den verbleibenden Zyklen drei Follikelwellen. Dagegen waren gemäss den Studien von SAVIO et al. (1988) und SIROIS und FORTUNE (1988) in 80 bzw. 81% der Zyklen mindestens drei Follikelwellen vorhanden.

Bisher konnten keine Alters- oder Rassedispositionen für zwei- oder dreiwellige Zyklen festgestellt werden. Die Untersuchungen über den Zusammenhang des Wellenmusters eines Zyklus und der Fertilität ergaben widersprüchliche Resultate. Einerseits konnte zwischen Kühen mit zweiwelligem und Kühen mit dreiwelligem Zyklus kein Unterschied in der Trächtigkeitsrate beobachtet werden, andererseits ist die verminderte Fertilität bei Kühen mit hoher Milchleistung gekoppelt an einen hohen Anteil an Kühen mit einem zweiwelligen Zyklus (DRIANCOURT 2001).

Zwischen Tag 0, dem Tag der Ovulation, und Tag 2 nach der Ovulation kommt es zum Erscheinen der ersten Welle. In zweiwelligen Zyklen erfolgt die Anbildung der zweiten Welle meist zwischen dem neunten und zehnten, in dreiwelligen zwischen dem achten und neunten Tag. Die dritte Welle entsteht vorwiegend zwischen Tag 15 und 16 nach der Ovulation (SIROIS und FORTUNE 1988, GINTHER et al. 1989b, ADAMS 1999).

Die Zyklusdauer variiert mit der Anzahl der Follikelwellen. GINTHER et al. (1989b) zeigten, dass zweiwellige Zyklen mit durchschnittlich 20.4 Tagen kürzer waren als dreiwellige Zyklen mit 22.8 Tagen. Die Entwicklung des dominanten Follikels zur präovulatorischen Grösse erfolgte in einem dreiwelligen Zyklus später und innerhalb einer Zeitspanne von nur 7 Tagen gegenüber einer Zeitspanne von 11 Tagen in einem zweiwelligen Zyklus. Der Durchmesser des dominanten Follikels zum Zeitpunkt der Ovulation betrug durchschnittlich 13.9 mm bei dreiwelligen Zyklen gegenüber 16.5 mm bei zweiwelligen Zyklen.

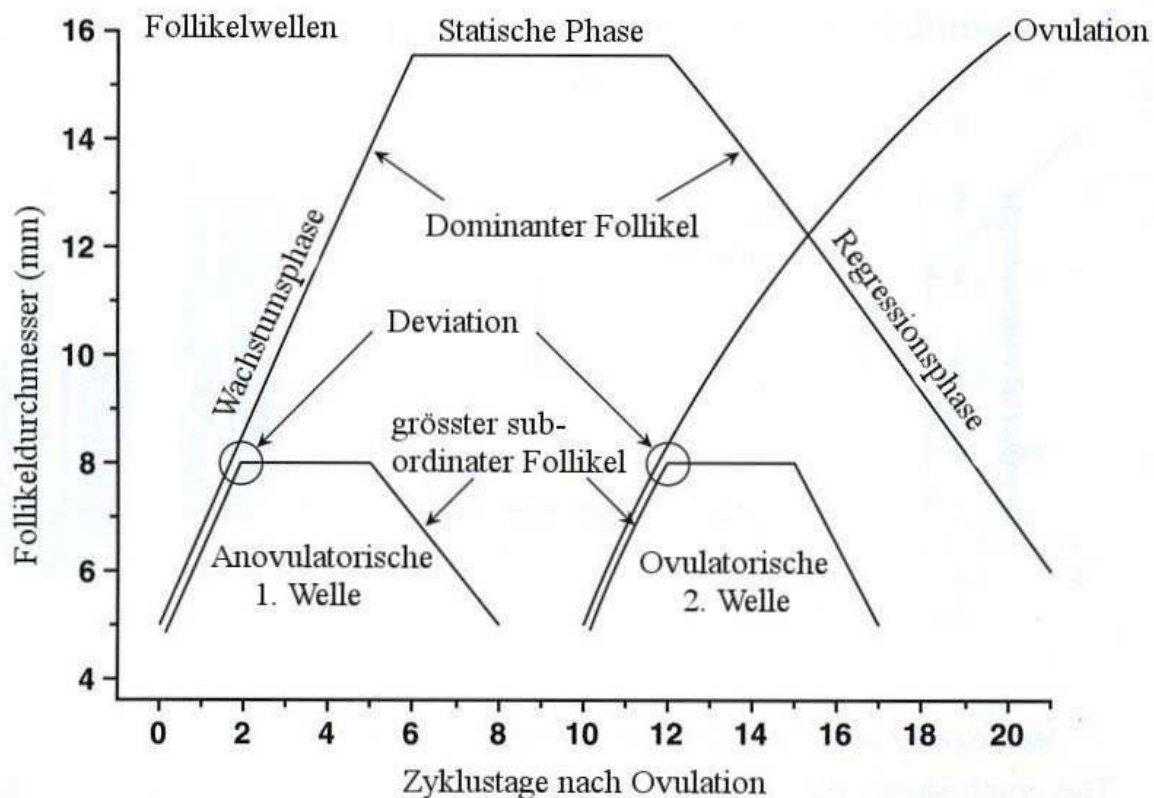


Abb.1: Entwicklung des dominanten und des grössten subordinaten Follikels während eines zweiwelligen Zyklus (modifiziert nach GINTHER 1998).

4.2.1.1 Follikelrekrutierung

Eine Follikelwelle ist charakterisiert durch das gleichzeitige Wachstum mehrerer Follikel. Sie beginnt mit dem Sichtbarwerden der sich anbildenden Follikel im ultrasonographischen Bild (EVANS 2003). Beim Rind beträgt der Durchmesser der neuen Follikel zu diesem Zeitpunkt 4 mm (GINTHER et al. 2003). Die Entwicklung verläuft bis dahin gonadotropinunabhängig. In der Rekrutierungsphase erfolgt das Wachstum der Follikel in Abhängigkeit von FSH (Follikelstimulierendes Hormon) und LH (Luteinisierendes Hormon) (DRIANCOURT 2001, EVANS 2003). Innerhalb von etwa drei Tagen wachsen gleichzeitig fünf bis zehn Follikel heran (GINTHER et al. 2003). Die Rekrutierungsphase endet mit dem Beginn der Selektionsphase.

4.2.1.2 Follikelselektion

Nach der Rekrutierung mehrerer Follikel zu Beginn einer Welle kommt es in einem Selektionsprozess dazu, dass sich von den fünf bis zehn wachsenden Follikeln beim Rind ein Follikel,

selten zwei, zu dominanten Follikeln entwickeln. Die anderen, subordinaten Follikel atresieren (GINTHER et al. 1996). Das Auftreten von mehr als einem dominanten Follikel von über 10 mm Durchmesser wird als Defekt im Selektionprozess angesehen. Für diese Kodominanz wird eine über längere Zeit erhöhte FSH-Konzentration im Blut verantwortlich gemacht. Als Folge davon kann eine Doppelovulation auftreten (KULICK et al. 2001, GINTHER et al. 2003).

Der Zeitpunkt, an dem es zu einem Auseinanderweichen der Wachstumsraten des sich entwickelnden dominanten Follikels und der im Wachstum zurückbleibenden subordinaten Follikeln kommt, wird Deviation genannt. Beim Rind beträgt der Durchmesser des zukünftig dominanten Follikels zu diesem Zeitpunkt durchschnittlich 8.5 mm und derjenige des zweitgrössten Follikels 7.7 mm (GINTHER et al. 1996, GINTHER 2000, GINTHER et al. 2000, GINTHER et al. 2003). Der dominante Follikel wächst kontinuierlich weiter, während der grösste subordinate Follikel noch über ein bis vier Tage mit einer geringeren Wachstumsrate weiter wachsen kann, bevor er wie die kleineren subordinaten Follikel atresiert (GINTHER et al. 1997). In einer Studie konnte festgestellt werden, dass ein Follikel als dominant definiert werden kann, wenn er einen Durchmesser von etwa 10 mm erreicht hat (GINTHER et al. 2003).

Die Mechanismen, durch die ein Follikel zum dominanten Follikel wird, sind noch nicht vollständig geklärt. Ein Unterschied zwischen dem dominanten Follikel und den subordinaten Follikeln besteht darin, dass der zukünftig dominante Follikel den Durchmesser von 4 mm einige Stunden früher erreicht und somit im ultrasonographischen Bild früher erkennbar wird als die kleineren Follikel. Dadurch hat er bei gleicher Wachstumsrate zum Zeitpunkt der Deviation einen Grössenvorteil gegenüber den übrigen Follikeln. Zum dominanten Follikel wird derjenige, der als erster einen Durchmesser von etwa 8 mm erreicht hat (GINTHER et al. 1997, GINTHER et al. 2001).

Das Follikelstimulierende Hormon (FSH) spielt bei der Rekrutierung der Follikel und bei der Selektion des dominanten Follikels eine wichtige Rolle. Es wird in Abhängigkeit des hypothalamischen Gonadotropin-Releasing-Hormons (GnRH) aus der Hypophyse freigesetzt und bewirkt am Ovar ein Follikelwachstum.

Ein Anstieg der FSH-Konzentration geht dem Beginn jeder neuen Follikelwelle voraus. Maximalwerte werden gemessen, wenn der grösste der sich anbildenden Follikel einen Durchmesser von etwa 5 mm erreicht und damit das Vermögen erlangt, die Ausschüttung von FSH aus der Hypophyse zu hemmen. Dadurch fällt der FSH-Spiegel im Blut wieder langsam ab (GIBBONS et al. 1999). Etwa drei Tage nach dem FSH-Peak beginnt die Deviation (GINTHER et al. 2003).

In der Follikelflüssigkeit des grössten und zweitgrössten Follikels kann zu Beginn einer Welle eine ähnliche Konzentration an Östradiol nachgewiesen werden. Erreicht ein Follikel einen mittleren Durchmesser von 7 bis 8 mm steigt die Östradiolkonzentration an. Entsprechend dem Wachstumsvorsprung ist dieser Anstieg im grössten Follikel ausgeprägter als im zweitgrössten und kann etwa vier Stunden vor der Deviation beobachtet werden. Zum Zeitpunkt der Deviation ist auch im Blut ein Anstieg der Östradiolkonzentration messbar (GINTHER et al. 2003). IRELAND et al. (1979) stellten fest, dass in kleinen Follikeln die Konzentration c an Progestagenen ($c = 178 \pm 12$ ng/ml) höher war, während in grossen Follikeln die höchsten Östrogenwerte ($c = 55 \pm 8$ ng/ml) gemessen wurden. Das Verhältnis von Progestagenen zu Östrogen nahm im Laufe der Follikelentwicklung ab und betrug 12:1 in kleinen, 4:1 in mittleren und 2:1 in grossen Follikeln (IRELAND et al. 1979, SUNDERLAND 1994). Östradiol erhöht im zukünftig dominanten Follikel die Sensibilität für Gonadotropine durch eine Vermehrung der Anzahl entsprechender Rezeptoren (GINTHER et al. 2003). Somit kann der dominante Follikel noch mit fortschreitendem Wachstum auf die sinkenden Konzentrationen an Gonadotropinen reagieren, während die kleineren Follikel atresieren (GINTHER et al. 1996). Die tiefsten FSH-Spiegel im Blut treten 10-24 Stunden nach Beginn der Deviation auf (GINTHER et al. 1999, GINTHER et al. 2000). Ein erneuter Anstieg des FSH zwischen 16 und 48 Stunden nach der Deviation leitet den Beginn einer neuen Follikelwelle ein (GINTHER et al. 1999).

4.2.1.3 Follikeldominanz und Follikelatresie

Nach der Deviation nimmt der dominante Follikel kontinuierlich an Grösse zu (BERGFELT et al. 1991) und übt gleichzeitig einen hemmenden Einfluss auf die subordinaten Follikel der neuen und auf den dominanten Follikel der vorherigen Welle aus (GINTHER et al. 1989a), so dass diese Follikel atresieren.

Die weitere Entwicklung des dominanten Follikels ist abhängig vom Vorhandensein eines Gelbkörpers und der Konzentration des von ihm gebildeten Progesterons im Blut. Erreicht der dominante Follikel seine maximale Grösse in der Lutealphase, während ein progesteronproduzierender Gelbkörper vorhanden ist, so kommt es zur Regression des Follikels (BERGFELT et al. 1991, SAVIO et al. 1993). Erreicht der dominante Follikel aber seinen maximalen Durchmesser in der Follikelphase, in der infolge der Luteolyse kein aktiver Gelbkörper mehr vorhanden ist, so wächst der dominante Follikel zum präovulatorischen Follikel heran (GINTHER et al. 1989a) und ovuliert mit einer durchschnittlichen Grösse von 15 bis 16 mm im Durchmesser (KÄHN und LEIDL 1986).

4.2.2 Gelbkörperentwicklung

Nach der Ovulation bildet sich aus dem kollabierten Follikel über das Corpus hämorrhagicum das Corpus luteum. Die Phase der Gelbkörperanbildung dauert vom Tag der Ovulation bis etwa zum Tag 7 nach der Ovulation. Als Gelbkörper in Blüte wird ein Corpus luteum zwischen Tag 8 und Tag 15 bezeichnet. Ab Tag 16 befindet sich der Gelbkörper in Regression (GRUNERT 1999). Das Corpus luteum hat die Funktion einer endokrinen Drüse und produziert hauptsächlich Progesteron. Die Grösse des Gelbkörpers korreliert mit der Progesteronsynthese (KÄHN 1986, GRYGAR et al. 1997, SINGH et al. 1997, TOM et al. 1998, BATTOCCHIO et al. 1999, KAYACIK et al. 2005).

Der Gelbkörper entsteht aus einem Follikel durch die Luteinisierung der Granulosa- und Theka interna- Zellen sowie das Einwachsen von Blutgefässen in das entstehende Gelbkörpergewebe. Aus den Granulosazellen entwickeln sich die grossen und aus den Theka interna- Zellen die kleinen Lutealzellen (ALILA und HANSEL 1984, SMITH et al. 1994). Das frühe Wachstum des Gelbkörpers wird durch die Grössenzunahme der grossen Lutealzellen bestimmt, während das Wachstum des Corpus luteum ab Tag 4 nach der Ovulation hauptsächlich auf die Teilung der kleinen Lutealzellen und auf deren Umwandlung zu grossen Lutealzellen zurückzuführen ist. Vor allem die grossen Lutealzellen sind für die Produktion und die Sekretion von Progesteron verantwortlich. Die kleinen Lutealzellen sind massgeblich an der Synthese der Progesteronvorstufen beteiligt (DONALDSON und HANSEL 1965). Hauptsächlich in den grossen Lutealzellen wird zusätzlich Oxytocin und Neurophysin gebildet (FIELDS und FIELDS 1996).

Stellt sich keine Trächtigkeit ein, so kommt es am Ende des Diöstrus durch die Wirkung des luteolytischen Hormons Prostaglandin $F2\alpha$ zum Abfall der Progesteronproduktion und zur Rückbildung des Gelbkörpers. Ein neuer Zyklus beginnt.

Lange konnten die Veränderungen der Funktionsgebilde auf den Ovarien nur mittels rektaler Palpation oder einmaliger Untersuchung an Schlachtpräparaten oder exenterierten Eierstöcken beobachtet werden. Mit dem Einsatz der Sonographie in der Ovardiagnostik kann seit Mitte der achtziger Jahre der gesamte Zyklus und somit auch die Veränderungen am Gelbkörper in kontinuierlichen Untersuchungen verfolgt werden (PIERSON und GINTHER 1984).

KÄHN und LEIDL (1986) konnten den jungen Gelbkörper erstmals zwischen dem zweiten und dem vierten Tag nach der Ovulation ultrasonographisch darstellen. Er unterscheidet sich von dem ihn umgebenden Ovargewebe durch eine geringere Echogenität. Am 3. Tag nach der Ovulation betrug die Länge des Gelbkörpers durchschnittlich 17.9 mm. Sie nahm täglich um

etwa 2 mm zu und erreichte um den 8. Zyklustag mit durchschnittlich 27.4 mm ein Maximum. Es folgte ein Plateau bis zum 14. Tag nach der Ovulation und anschliessend eine langsame Längenabnahme gegen Ende des Diöstrus (KÄHN 1986).

Veränderungen im grössten Durchmesser des Gelbkörpers im Ultraschallbild korrelieren stark mit der Progesteronproduktion im Laufe des Zyklus beim Rind (TOM et al. 1998, KAYACIK et al. 2005). Einzig bei der Rückbildung des Gelbkörpers geht die funktionelle Regression des Luteingewebes der physischen etwa 1-2 Tage voraus (TOM et al. 1998). Um die Aktivität des im Ultraschallbild dargestellten Gelbkörpers besser einschätzen zu können, wurden in neuerer Zeit Untersuchungen über die Echogenität der Corpora lutea in den verschiedenen Entwicklungsstadien durchgeführt. Es konnte gezeigt werden, dass die Echodichte der ultrasonographischen Abbildung besser mit den Blutprogesteronwerten korrelierte als der Durchmesser des Gelbkörpers (SINGH et al. 1997, TOM et al. 1998). Die Echodichte nimmt durch Zunahme der Lutealzellen mit dem Wachstum des Corpus luteum ab, bleibt in der Zeitspanne der maximalen Aktivität gering und steigt dann mit Beginn der Regression wieder drastisch an (SINGH et al. 1997, TOM et al. 1998).

4.2.2.1 Kompakter Gelbkörper und Gelbkörper mit Hohlraum

Der Gelbkörper kommt in zwei verschiedenen Ausprägungen vor, als kompakter Gelbkörper und als Gelbkörper mit Hohlraum. FIELDS und FIELDS (1996) sowie BOOS et al. (1984) stellten fest, dass beide Gelbkörperformen neben Fibroblasten, Makrophagen und Endothelzellen zur Hauptsache aus grossen und kleinen Lutealzellen bestehen. OKUDA et al. (1988) beobachteten bei ihren histologischen Untersuchungen, dass die beiden Gelbkörperformen sich im Verhältnis der grossen zu den kleinen Lutealzellen unterscheiden. Der Anteil an grossen Lutealzellen ist grösser in kompakten Gelbkörpern als in Gelbkörpern mit Hohlraum. OKUDA et al. (1988) vermuteten, dass in Gelbkörpern mit Hohlraum die kleinen Lutealzellen in Hohlraumnähe in ihrer Entwicklung zu grossen Lutealzellen gehemmt werden. GRUNERT (1969) fasste sämtliche Luteingebilde mit einem Hohlraum unter dem Begriff Gelbkörper-Zyste zusammen. Sie entstehen nach einer Ovulation oder aber sind die Folge einer Luteinisierung von anovulatorischen Follikeln. HORSTMANN et al. (1973) verstand unter Gelbkörper-Zysten nur Gelbkörper mit einem Hohlraum, die postovulatorisch entstanden sind. Er vermutete einen Zusammenhang zwischen einer mangelhaften Ausschüttung des Luteinisierenden Hormons (LH) aus dem Hypophysenvorderlappen und dem Auftreten von Gelbkörper-Zysten. Die Luteinisierung der Granulosa- und Theka interna- Zellen würde dadurch

verzögert ablaufen, wobei über den Zeitpunkt der Ovulation hinaus ein östrogenhaltiges Transsudat entstehen würde, das nach dem Verschluss der Ovaroberfläche nicht mehr abfliessen kann (HORSTMANN et al. 1973). Das sich verzögert heranbildende Luteingewebe würde gegenüber der für den Gelbkörper unphysiologischen Flüssigkeitsansammlung mit einer histologisch sichtbaren, bindegewebigen Abkapselung reagieren. Für die Vermehrung der Zystenflüssigkeit und damit für die Vergrösserung des Zystenhohlraums machte HORSTMANN et al. (1973) einen erhöhten kolloidosmotischen Druck im Restliquor, bedingt durch die vorhandene Östrogenkomponente, verantwortlich. Auch schloss er einen direkten Einfluss des Östrogens auf die Gefässpermeabilität nicht aus. Die Menge der abgekapselten Flüssigkeit und damit auch die Grösse des Zystenhohlraums könnten abhängig sein vom Grad des initialen LH-Mangels. Auffällig ist, dass in lumennahem Luteingewebe die grossen und die kleinen Luteinzellen mehr Fett enthalten als im übrigen Luteingewebe, was auf eine geringere Aktivität der lumennahen Luteinzellen in Bezug auf die Progesteronbildung hinweist. Die Ursache ist möglicherweise im Östrogengehalt der Zystenflüssigkeit zu suchen, der einen hemmenden Einfluss auf die Progesteronsekretion ausüben kann (BOOS et al. 1984).

DONALDSON und HANSEL (1968) fanden im Vergleich zu Kühen mit kompakten Gelbkörpern bei Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum geringere Progesteronwerte im Blut. In den Untersuchungen von KITO et al. (1986) konnten allerdings keine signifikanten Unterschiede zwischen den Blutprogesteronkonzentrationen bei Kühen mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum nachgewiesen werden. Auch die ovulatorischen Intervalle und die Trächtigkeitsraten unterschieden sich nicht zwischen Kühen mit kompakten Gelbkörpern und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum. Die Arbeit von OKUDA et al. (1988) bestätigte, dass die Produktion und Sekretion von Progesteron durch Gelbkörper mit Hohlraum gegenüber kompakten Gelbkörpern nicht vermindert ist. Kühe mit Gelbkörpern mit Hohlraum wiesen sogar höhere Blutprogesteronwerte auf als Kühe mit kompakten Gelbkörpern. OKUDA et al. (1988) konnten auch nachweisen, dass beide Gelbkörperformen genügend Progesteron sezernieren, um eine Trächtigkeit erhalten zu können. Er untersuchte 706 Gelbkörper von Schlachtkühen und fand in 5.1 % der Gelbkörper von trächtigen Kühen einen zentralen Hohlraum. In sich anbildenden Gelbkörpern konnte er zu 42.1 % einen zentralen Hohlraum feststellen, in Gelbkörpern in Blüte zu 33.7 % und in Gelbkörpern in Rückbildung zu 11.1 %. Die Inzidenz eines Hohlraums im Corpus luteum sinkt mit seiner zunehmenden Entwicklung. KASTELIC et al. (1990) fanden keine signifikanten Unterschiede im Vorkommen und in der Entwicklung der verschiedenen Gelbkörper zwischen trächtigen und nicht trächtigen Kühen. Der Anteil von Gelbkörpern mit Hohlraum betrug in ihrer Studie 79 %. Anhand der Ergebnisse dieser

Untersuchungen waren Gelbkörper mit Hohlraum und kompakte Gelbkörper funktionell als gleichwertig zu betrachten.

KÄHN (1986) untersuchte an sechs Rindern über insgesamt 24 Zyklen die Wachstumsdynamik von Gelbkörpern und ihren Hohlräumen mittels Ultrasonographie. Er stellte fest, dass der Anteil von Gelbkörpern mit einem Hohlraum mit über 7 mm im grössten Durchmesser in der frühen Lutealphase von 29 % am 3. Tag auf 53 % am 8. Tag nach der Ovulation zunahm. Parallel zum Wachstum des Gelbkörpers vergrösserte sich auch der maximale Durchmesser seines Hohlraums im ersten Drittel des Zyklus auf durchschnittlich 11 mm. Nach Beendigung des nach aussen gerichteten Wachstums des Gelbkörpers um den 8. bis 10. Tag nach der Ovulation, konnte ein nach innen, in Richtung des Gelbkörperzentrums, gerichtetes Wachstum beobachtet werden. Die Dickenzunahme der Luteinwand blieb so über den gesamten Diöstrus ungefähr konstant und das Hohlraumvolumen verringerte sich ab dem 8. bis 10. Tag wieder. Bereits ab dem 12. Zyklustag war der Anteil an Gelbkörpern mit Hohlraum nur noch gering. Dasselbe Ergebnis ergab sich aus der ultrasonographischen Untersuchung der Gelbkörper von 17 Kühen in den ersten drei Wochen der Gravidität (KÄHN 1989b). Auch GRYGAR et al. (1997) beobachteten bei der Untersuchung der Gelbkörper von 27 besamten Kühen, dass sowohl bei trächtigen als auch bei nicht trächtigen Kühen das Luteingewebe von kompakten Gelbkörpern und Gelbkörpern mit Hohlraum sowie deren Hohlräume selbst ihr grösstes Volumen am Tag 9 nach der Ovulation erreichten.

KÄHN (1989b) beobachtete in seinen Untersuchungen, dass sowohl in der Trächtigkeit als auch während des Brunstzyklus die Gelbkörper mit Hohlraum im ultrasonographischen Bild grössere Längen, Breiten und Volumina an Luteingewebe aufwiesen als kompakte Gebilde. Damit bestätigte er die Ergebnisse der Untersuchungen von OKUDA et al. (1988) an exenterierten Ovarien, in denen Gelbkörper mit Hohlraum ohne den flüssigen Hohlrauminhalt um etwa 1g schwerer waren als kompakte Gelbkörper.

In seinen Studien von 1986 notierte KÄHN auch von allen Gelbkörpern der 24 untersuchten Zyklen die jeweils minimale und maximale Wanddicke. Die minimale Wanddicke betrug während der ersten 13 Tage durchschnittlich etwa 4 mm, stieg dann bis zum Tag 15 auf etwa 7 mm an und fiel erst am Ende des Diöstrus auf 3 mm am Tag 17 ab. Die maximale Wanddicke stieg während den ersten 13 Zyklustage kontinuierlich von 8 mm auf 13 mm an, reduzierte sich um Tag 14 auf etwa 9 mm, erhöhte sich bis zum Tag 16 wieder auf 16 mm und fiel im späten Diöstrus auf 11 mm bis zum Tag 17 ab.

4.3 Hormonelle Regulation des Sexualzyklus

Die Sexualfunktionen beim weiblichen Rind werden durch einen komplexen neuroendokrinen Regelkreis gesteuert (HOFFMANN 1999). Via Neurotransmitter gelangen sensorische Impulse aus dem ZNS zum Hypothalamus. Diese Impulse steuern zusammen mit anderen inneren und äusseren Faktoren die Sekretion von GnRH (Gonadotropin-Releasing-Hormon) aus dem Hypothalamus in die Blutbahn. Die Freisetzung von GnRH wird zusätzlich über hormonelle positive und negative Rückkopplungsmechanismen beeinflusst (HOFFMANN 1999). GnRH erreicht über das Portalgefässsystem im Hypophysenstiel den Hypophysenvorderlappen, wo es für die Synthese und Ausschüttung der Gonadotropine LH (Luteinisierungshormon) und FSH (Follikelstimulierendes Hormon) verantwortlich ist. Die Gonadotropine regulieren die Gonadenfunktion (PINEDA 2003).

Die anfängliche Follikelentwicklung bis zum frühen Tertiärfollikel erfolgt Gonadotropin-unabhängig. Erst ab diesem Entwicklungsstand wird das weitere Wachstum der Follikel durch FSH in absinkenden Konzentrationen gesteuert. Parallel zum Absinken der FSH-Werte kann ein Anstieg der Östrogen- und Inhibinkonzentrationen vor allem im grössten Follikel beobachtet werden (AUSTIN et al. 2001). Die Bildung der Östrogene erfolgt unter dem Einfluss der Gonadotropine. LH bewirkt die Umwandlung von Cholesterol zu Androgenen in den Thekazellen des Follikels. In den Granulosazellen werden die Androgene dann unter der Einwirkung von FSH durch eine Aromatase zu Östrogenen, vor allem zu Östradiol-17 β , umgewandelt (PINEDA 2003). Follikuläres Östrogen wiederum bewirkt zusammen mit Inhibin durch ein negatives Feedback eine Verringerung der FSH-Ausschüttung in der Hypophyse (ADAMS et al. 1992). Unter dem Einfluss der Östrogene kommt es auch zu einer Vermehrung der Anzahl der LH-Rezeptoren im dominanten Follikel. Die Desensibilisierung des Hypothalamus gegen Zyklusende und ein damit verbundener Wechsel vom negativen Feedback des Östrogens zu einem positiven löst einen deutlichen präovulatorischen LH-Anstieg aus. Infolge dieses LH-Peaks und durch die gesteigerte Ansprechbarkeit des Follikels auf LH kommt es zur Luteinisierung der Granulosa- und Thekazellen und zur Ovulation des dominanten Follikels. Dies führt zur Bildung des Gelbkörpers, einer endokrinen Drüse, die Progesteron synthetisiert und sezerniert (DONALDSON und HANSEL 1965).

Progesteron wird während des Diöstrus von den Lutealzellen gebildet (DONALDSON und HANSEL 1965) und übt eine negativ rückkoppelnde und damit hemmende Wirkung auf den Hypothalamus aus. Die Freisetzung von Gonadotropinen wird gehemmt. Dadurch kommt es in der Lutealphase zwar zur Anbildung von Follikeln, aber zu keiner Ovulation.

Typisch für den Verlauf der Plasmaprogesteronkonzentration während des Zyklus des Rindes sind sehr geringe Konzentrationen an den ersten beiden Tagen nach der Ovulation (HANSEL et al. 1973). Zu diesem Zeitpunkt werden Plasmaprogesteronwerte von unter 1 ng/ml gemessen (KLAUKE und HOFFMANN 1992). Die Progesteronwerte steigen beim Rind zirka ab dem vierten Tag nach der Ovulation an, erreichen um den zehnten Tag ein Plateau und sinken mit der Rückbildung des Gelbkörpers ab dem 17. bis 18. Tag nach der Ovulation wieder auf die Basalwerte ab (STABENFELDT et al. 1969, SCHAMS et al. 1977). Auslöser für die Luteolyse ist eine pulsatile Freisetzung von Prostaglandin $F_{2\alpha}$ ($PGF_{2\alpha}$) aus dem Endometrium (HOFFMANN 1999). Dies geschieht in Abhängigkeit vom Plasmaöstrogenspiegel. Gegen Ende des Diöstrus produzieren die sich neu anbildenden Follikel vermehrt Östrogen. Dadurch steigt die Östrogenkonzentration im Blut an, was zu einer erhöhten Expression von Oxytocinrezeptoren in den Endometriumzellen führt. Die Bindung von Oxytocin an diese Rezeptoren verstärkt die Ausschüttung von $PGF_{2\alpha}$ aus den Zellen der Uterusschleimhaut. Ansteigende Werte an $PGF_{2\alpha}$ können ab dem 14. Tag des Zyklus beobachtet werden (WOLFENSON et al. 1985). Mit dem Absinken der hemmenden Wirkung des Progesterons werden wiederum vermehrt Gonadotropine aus dem Hypophysenvorderlappen freigesetzt (HOFFMANN 1999). Infolge des Anstiegs von FSH kommt es noch während des Diöstrus zur Entstehung der ovulatorischen Welle. Bei absinkenden FSH-Konzentrationen wird ein dominanter Follikel selektiert, der bis zur Ovulation in seinem Durchmesser zunimmt, während die anderen Follikel in ihrem Wachstum gehemmt werden und atresieren (PINEDA 2003).

4.3.1 Prostaglandin $F_{2\alpha}$

Prostaglandine bilden eine Gruppe von Gewebehormonen. Ihre Synthese erfolgt enzymatisch aus mehrfach ungesättigten essentiellen Fettsäuren (Eicosanoide). Prostaglandine kommen ubiquitär im Körper vor und werden durch Lunge, Leber und Nieren sehr rasch metabolisiert (GRUNERT 1999).

In der Fortpflanzung kommt den beiden Prostaglandinen $F_{2\alpha}$ und E_2 die grösste Bedeutung zu. Sie wirken vor allem auf die glatte Uterusmuskulatur, den Eileiter, die Zervix und den Gelbkörper. Das luteolytische Hormon $PGF_{2\alpha}$ ist für die Rückbildung des Gelbkörpers im späten Diöstrus verantwortlich (GRUNERT 1999).

Im während des Diöstrus mit Progesteron vorkonditionierten Endometrium werden durch steigende Blutöstrogenwerte in der Vorbrunst und Brunst Oxytocinrezeptoren ausgebildet. Die

Aktivierung dieser Rezeptoren durch Oxytocin aus dem Hypophysenhinterlappen oder dem Gelbkörper führt zu einer Stimulation der Synthese und Sekretion von $\text{PGF2}\alpha$ in den Endometriumzellen (MCCRACKEN et al. 1972). $\text{PGF2}\alpha$ gelangt von den venösen Uterusgefässen über ein Gegenstromprinzip direkt in das arterielle Gefässsystem des Ovars. Dadurch kann es seine Wirkung entfalten, bevor es im Körper abgebaut wird. $\text{PGF2}\alpha$ führt im Gelbkörper durch Aktivierung entsprechender Rezeptoren zu einer Hemmung der Progesteronsekretion und anschliessend zum Abbau des Corpus luteum. Die Bindung von $\text{PGF2}\alpha$ an $\text{PGF2}\alpha$ -Rezeptoren im Endothel der Blutgefässe des Gelbkörpers führt zur Stimulation der Synthese von Endothelin-1 in den Endothelzellen (GIRSH et al. 1996, LEVY et al. 2000). MEIDAN et al. (1999) konnten feststellen, dass hohe Konzentrationen von Endothelin-1 zur Hemmung der Progesteronsynthese in den Lutealzellen führten.

Die Wirkung von natürlichen Prostaglandinen kann durch entsprechende synthetische Analoga imitiert werden. Beim Rind werden sowohl natürliche als auch synthetische Prostaglandine eingesetzt. Aufgrund ihrer luteolytischen Wirkung führen sie zum Abbruch des laufenden Zyklus und damit zur Brunstinduktion. In den Untersuchungen von REPASI et al. (2005) verursachten sowohl natürliches wie auch synthetisches $\text{PGF2}\alpha$ in ein- oder zweimaliger Verabreichung eine signifikante prozentuale Verminderung der Grösse des Gelbkörpers und der Plasma-Progesteronkonzentration sowie eine Zunahme der Grösse des grössten Follikels. Auch bei der Behandlung von Follikel-Luteinzysten gilt $\text{PGF2}\alpha$ als Mittel der Wahl (KESLER und GARVERICK 1982, PETER 2004).

Die Zeit von der Verabreichung des $\text{PGF2}\alpha$ bis zum Auftreten der Brunst beträgt zwei bis sechs Tage (SMITH et al. 1998). Beträchtliche Schwankungen des Zeitintervalls von der Prostaglandingabe bis zum Eintreten der Brunst können neben der Dosierung und der Verabreichungsart von $\text{PGF2}\alpha$ (COLAZO et al. 2002) dem unterschiedlichen Stand der Follikelentwicklung zugeschrieben werden (SMITH et al. 1998, REPASI et al. 2005). Meist entwickelt sich der zum Zeitpunkt der $\text{PGF2}\alpha$ -Gabe kleinste Follikel mit einem Durchmesser von > 5 mm zum Graafschen Follikel (SIROIS und FORTUNE 1988). Zwischen der Grösse des dominanten Follikels zu Beginn der Luteolyse und der Zeitdauer bis zur Ovulation konnte eine negative Korrelation festgestellt werden (SIROIS und FORTUNE 1988).

4.3.2 Refraktärität

Die refraktäre Phase eines Gelbkörpers ist die Zeit unmittelbar nach der Ovulation, in welcher $\text{PGF2}\alpha$ die Progesteronsynthese nicht zu hemmen und die Regression des Gelbkörpers nicht

auszulösen vermag. Beim Rind kann mittels einmaliger PGF2 α -Gabe eine Luteolyse nicht vor Tag 5 nach der Ovulation ausgelöst werden (ROWSON et al. 1972, BRAUN et al. 1988). BEAL et al. (1980) konnten in ihren Untersuchungen zeigen, dass eine Injektion von PGF2 α zweimal täglich am dritten und am vierten Tag nach der Ovulation die Progesteronproduktion vermindert und die Zykluslänge verkürzt. Zweimalige Injektionen am Tag 2 und Tag 3 führten zwar zu einem Abfall der Progesteronsekretion, aber die Zykluslänge blieb unverändert. Gemäss den Untersuchungen von WATTS und FUQUAY (1985) waren die Brunst- und die Konzeptionsrate kleiner bei Rindern, denen PGF2 α zwischen Tag 5 und Tag 7 nach der Ovulation verabreicht wurde, als bei Rindern, die in einer späteren Phase des Zyklus PGF2 α erhalten haben. BERARDINELLI und ADAIR (1989) verabreichten 95 Rinder PGF2 α in verschiedenen Dosierungen und zu verschiedenen Zeitpunkten während des Zyklus. Sie stellten fest, dass mit der Erhöhung der Dosis von PGF2 α der Prozentsatz der Rinder anstieg, die einen verkürzten Zyklus zeigten und in Brunst kamen. Die Dosierung hatte allerdings keine Auswirkung auf das Intervall zwischen der Verabreichung von PGF2 α und dem Eintreten der Brunst. Die Anzahl der Rinder, die in Brunst kamen, war im mittleren und späten Diöstrus grösser als im frühen Diöstrus. Das Intervall zwischen der PGF2 α -Gabe und dem Eintreten der Brunst war grösser im mittleren Diöstrus als im frühen und späten Diöstrus. COLAZO et al. (2002) untersuchte in verschiedenen Experimenten die Wirkung von Cloprostenol, einem PGF2 α -Analogon, auf die Luteolyse, den Östrus und die Ovulation bei Rindern in Abhängigkeit von Dosis und Verabreichungsart. Er stellte fest, dass die Dauer von der Verabreichung von Prostaglandin F2 α bis zum Eintritt der Brunst und bis zur Ovulation grösstenteils abhängig ist vom Stadium der Follikelentwicklung innerhalb der Follikelwellen, von der Empfindlichkeit des Gelbkörpers gegenüber Prostaglandin und von der Höhe der Progesteron- und der Östrogenkonzentration im Blut.

WILTBANK et al. (1995) vermuteten eine geringe Anzahl oder Affinität der Prostaglandinrezeptoren im Gelbkörper als Ursache für die Refraktärität in der frühen Phase des Brunstzyklus. In ihren Untersuchungen veränderten sich aber wider Erwarten weder die Konzentration von PGF2 α -Rezeptoren noch deren Affinität im Laufe der Gelbkörperentwicklung. LEVY et al. (2000) stellten in ihren Untersuchungen fest, dass die Konzentration an Endothelin-1 im Blutplasma von Kühen nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 10 nach der Ovulation anstieg, während sie nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 4 gleich blieb. Auch die Konzentration von Endothelin-1-Rezeptoren nahm nach PGF2 α -Gabe am Tag 10 nach der Ovulation zu, während sie sich nach PGF2 α -Gabe am Tag 4 nicht veränderte. Damit bestätigten

LEVY et al. (2000) die Ergebnisse der Untersuchungen von GIRSH et al. (1996), dass sich die Endothelin-1 Expression in den Endothelzellen nach Verabreichung von PGF2 α erhöht. Gleichzeitig bestätigten sie die Ergebnisse von MEIDAN et al. (1999), die erkannten, dass sich die Endothelin-1 Konzentration im Blutplasma nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 4 nicht erhöhte.

Bei Stuten mit refraktärem Gelbkörper konnte nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 3 nach der Ovulation ultrasonographisch eine Verminderung des Luteingewebes einhergehend mit einem vorübergehenden Progesteronabfall zwei Tage nach der Behandlung festgestellt werden (BERGFELT et al. 2006). Alle Stuten kamen in Rosse und ovulierten neun bis zehn Tage nach der Verabreichung von PGF2 α . In den Untersuchungen von CARLUCCIO et al. (2008) traten bei Eselstuten nach der Verabreichung von PGF2 α am Tag 3 nach der Ovulation innerhalb von 4 Tagen erste Rossesymptome auf. Das ovulatorische Intervall verkürzte sich ebenfalls auf neun Tage.

4.4 Ovarialzysten

Ovarialzysten stellen eine häufige Störung der Ovarfunktion beim Rind dar. Die Inzidenz der Ovarialzysten bei Milchkühen wird in der Literatur zwischen 5.2 % und 38.2 % angegeben (BOSTEDT et al. 1979, BARTLETT et al. 1986, GARVERICK 1997). Die Häufigkeit ist allerdings grösser, da 60 % der Kühe, die post partum an einer Ovarialzyste erkranken, eine Selbstheilung durchmachen. Von diesen betroffenen Tieren bleiben viele unentdeckt (PETER 2004).

Ovarialzysten werden in Follikel-Thekazysten und Follikel-Luteinzysten eingeteilt (KESLER und GARVERICK 1982, SILVIA et al. 2002). Sie entstehen aus anovulatorischen Follikeln, die auf den Ovarien persistieren und zu einer Zyste heranwachsen. Die Definition der verschiedenen Ovarialzysten ist in den verschiedenen Publikationen ähnlich, auch wenn sich die Autoren über die genauen Grenzen der Parameter nicht einig sind. So werden Ovarialzysten per definitionem als Gebilde mit einem Durchmesser von mindestens 20 bis 25 mm, einer Persistenz von mindestens 8 bis 10 Tagen (ARBEITER et al. 1990, GARVERICK 1997) und der Abwesenheit eines Gelbkörpers angegeben (GARVERICK 1997). In neueren Publikationen wird jedoch die Abwesenheit eines Gelbkörpers nicht mehr als Voraussetzung für eine Zyste angesehen (PETER 2004).

Die Pathogenese der Ovarialzysten wird durch eine mangelhafte LH-Ausschüttung aus der Hypophyse erklärt. Bei der Entstehung der Follikel-Luteinzyste vermag der LH-Peak zwar die

Luteinisierung der Follikelwand einzuleiten, aber die Ovulation nicht auszulösen. Ist die Freisetzung von LH soweit gestört, dass weder eine Luteinisierung noch eine Ovulation zustande kommen, so entsteht eine Follikel-Thekazyste. Als Ursache für die mangelhafte LH-Ausschüttung wird eine ungenügende Bereitstellung von GnRH durch den Hypothalamus vermutet (PEUKERT-ADAM et al. 1983).

Das Vorhandensein von Zysten kann mittels rektaler Palpation mit grosser Sicherheit diagnostiziert werden (DOBSON und NANDA 1992). Die zuverlässige Unterscheidung der beiden Zystenformen ist aber durch die rektale Palpation schwierig (FARIN et al 1992, DOUTHWAITE und DOBSON 2000, FRICKE 2002). Eine Unterscheidung mittels ultrasonographischer Messung der Wanddicke ist hingegen zuverlässiger. Follikel-Luteinzysten weisen eine dickere Wand auf als Follikel-Thekazysten (> 3 mm versus < 3 mm) (DOUTHWAITE und DOBSON 2000). Zur Unterscheidung zwischen Follikel-Theka- und Follikel-Luteinzysten kann auch der Plasmaprogesteronwert zu Hilfe genommen werden. Follikel-Luteinzysten produzieren grössere Mengen an Progesteron, was zu einem Anstieg des Plasmaprogestérons führt. Der Grenzwert des Progesterons im Plasma, welcher für diese Einteilung festgelegt wurde, schwankt in der Literatur zwischen 0.5 ng/ml (FARIN et al. 1992) und 1 ng/ml (CARROLL et al. 1989). Follikel-Thekazysten kommen sehr viel häufiger vor als Follikel-Luteinzysten (LEIDL 1979, NAKAO et al. 1983, CARROLL et al. 1989). Es wurde postuliert, dass Kühe während der Persistenz von Ovarialzysten unfruchtbar sind (GARVERICK 1997). Neuere Studien zeigen aber, dass der negative Einfluss der Zysten auf die Fruchtbarkeit geringer ist als früher angenommen. Bis zu 60 % der Kühe mit Ovarialzysten weisen einen normalen Zyklus auf (JOU et al. 1999, PETER 2004, FRIOLET 2008).

Seit einiger Zeit ist bekannt, dass sich Zysten in ihrer Form und Struktur verändern können. So wurde beschrieben, dass sich Zysten parallel zur Follikelentwicklung zurückbilden und neue zystische Strukturen auf den Ovarien entstehen können (GARVERICK 1997, KESLER et al. 1980). Ausserdem ist es möglich, dass Follikel-Thekazysten regressieren und gleichzeitig eine neue Follikelentwicklung auf den Ovarien stattfindet, die teilweise in eine Ovulation eines Follikels mündet (COOK et al. 1990). Es konnte gezeigt werden, dass Follikel-Thekazysten luteinisieren und sich in Follikel-Luteinzysten umwandeln können (DOUTHWAITE und DOBSON 2000, HASLER et al. 2004). Follikel-Luteinzysten können somit auch Follikel-Thekazysten in einem fortgeschrittenen Stadium sein. Die Einteilung in Follikel-Theka- und Follikel-Luteinzysten ist daher nur eine Momentaufnahme (GARVERICK 1997, HASLER et al. 2004).

4.5 Gelbkörper und Follikel-Luteinzysten

Follikel-Luteinzysten unterscheiden sich von Gelbkörpern mit Hohlraum durch ihre Pathogenese, durch die Dicke ihrer luteinisierten Wand und durch die Ausdehnung ihres Hohlraums.

Gelbkörper mit Hohlraum entstehen postovulatorisch an der Stelle des ovulierten Graafschen Follikels. HORSTMANN et al. (1973) vermuteten einen leichtgradigen LH-Mangel als Ursache für eine verzögerte Luteinisierung der Granulosa- und Thekazellen und damit für die Entstehung eines Hohlraums. Die Follikel-Luteinzyste wird definiert als luteinisierte Blase am Eierstock ohne Ovulationsnarbe. Es handelt sich um ein präovulatorisches Geschehen, bei dem es aufgrund mangelhafter LH-Ausschüttung aus dem Hypophysenvorderlappen zwar zur Luteinisierung von Granulosa- und Thekazellen kommt, aber nicht zu einer Ovulation. PEUKERT-ADAM et al. (1983) führten histologische Untersuchungen an Follikel-Luteinzysten durch. Der Aufbau und die Entwicklungsphasen der Follikel-Luteinzysten entsprachen etwa denjenigen des Gelbkörpers. Die im Rahmen dieser Studie untersuchten Follikel-Luteinzysten befanden sich zum grössten Teil in der Regression. Die Vermutung, dass Follikel-Luteinzysten persistierend sind und durch Progesteronproduktion den Zyklus über längere Zeit blockieren, konnte dadurch nicht bestätigt werden. Möglich wäre allerdings, dass es sich, wenn Follikel-Luteinzysten mehrmals in Folge auftreten, um eine Ovulationsstörung handeln könnte. Dabei wären die betroffenen Tiere unfruchtbar. Tritt eine Follikel-Luteinzyste nur einmalig auf, bestehen keine Hinweise darauf, dass sie als Sterilitätsfaktor eine Bedeutung hat (PEUKERT-ADAM et al. 1983). Auch GASSE et al. (1984) fanden lichtmikroskopisch keine Unterschiede zwischen Gelbkörpern und Follikel-Luteinzysten in der Zusammensetzung des Luteingewebes, abgesehen von bestimmten bindegewebigen Stützeinrichtungen, die nur in Gelbkörpern mit Hohlraum, nicht aber in Follikel-Luteinzysten gefunden werden konnten. Auch hinsichtlich der für Luteinzellen von Gelbkörpern typischen Ultrastrukturen bestehen zwischen Luteinzellen von Follikel-Luteinzysten und periodischen Gelbkörpern keine Unterschiede. Gemäss GASSE et al. (1984) scheint somit nicht die Follikel-Luteinzyste selbst, sondern die zu ihrer Entstehung führenden Ursachen von Bedeutung für das Zyklusgeschehen des Rindes zu sein.

4.6 Sonographische Darstellung des Ovarzyklus

Seit die Ultraschalluntersuchung in grösserem Umfang zur Ovardiagnostik bei der Kuh eingesetzt wird, wurden schon zahlreiche Studien über den Ablauf des Ovarzyklus durchgeführt (KÄHN und LEIDL 1986, PIERSON und GINTHER 1987a, PIERSON und GINTHER 1987b,

PIERSON und GINTHER 1988, KÄHN 1989a, KÄHN 1989b, PIETERSE 1989). Die anatomischen Strukturen des Ovars mit der aussen gelegenen Rinde, dem Cortex, mit den darin befindlichen Follikeln und Gelbkörpern und dem innen gelegenen Mark, der Medulla, lassen sich gut im Ultraschall unterscheiden. Erkennbar ist auch das Mesovar, in dem sich die das Ovar versorgenden Blutgefässe verfolgen lassen (GINTHER 1998).

4.6.1 Sonographische Darstellung der Follikulogenese

Der Liquor follicularis, die Flüssigkeit im Inneren des Follikels, ergibt sonographisch ein anechogenes Bild. Die Follikel stellen sich daher als schwarze, scharf umschriebene Areale dar (PIERSON und GINTHER 1984, PIETERSE 1989). In der Regel sind sie rund; allerdings können unregelmässige Formen infolge Kompression durch angrenzende Follikel, Gelbkörper oder das Ovarparenchym entstehen (GINTHER 1998). Auch können die Wände zwischen einer Gruppe von Follikeln so dünn sein, dass sie sich im sonographischen Bild nicht erkennen lassen und dadurch mehrere Follikel als eine unregelmässige Einheit erscheinen (PIERSON und GINTHER 1988).

Die sonographische Bestimmung des Durchmessers eines Follikelbläschens erfolgt im Bereich ihrer grössten Ausdehnung an der Grenze zwischen Follikelinnenwand und Follikelflüssigkeit. (PIERSON und GINTHER 1987a, KÄHN 1989a). Bei sonographischen Angaben zur Follikelgrösse handelt es sich also um den antralen Durchmesser (PIERSON und GINTHER 1987a, PIERSON und GINTHER 1988). Da in Schlachtpräparaten und bei der rektalen Palpation die Wände der Follikel mit bestimmt werden, stellen sich Follikel in der Sonographie um durchschnittlich 2-3 mm kleiner dar (PIETERSE et al. 1990). Mit einer 5 MHz-Sonde können flüssigkeitsgefüllte Blasen ab einem Durchmesser von 3 mm angesprochen werden (KÄHN und LEIDL 1986).

Vergleichende Studien zwischen transrektaler palpatorischer und sonographischer Untersuchung der Ovarien sowie von Befunden nach Schlachtung der untersuchten Tiere zeigten, dass mit der transrektalen Sonographie eine hohe Zuverlässigkeit bei der Diagnose ovarieller Funktionsgebilde erreicht werden kann (PIERSON und GINTHER 1987a, PIERSON und GINTHER 1988). PIERSON und GINTHER (1987a) beschrieben eine gute Übereinstimmung der Befunde am Ovar in der transrektalen sonographischen Untersuchung mit denen an Schlachtpräparaten derselben Kühe. In ihrer Untersuchung erfassten sie die Anzahl der Follikel auf einem Ovarpaar, den Durchmesser des grössten Follikels und die Lokalisation der Gelbkörper und ihrer Hohlräume. Dabei herrschte eine hohe Übereinstimmung in der Anzahl der Follikel mit einem

Durchmesser über 3 mm und dem Durchmesser des grössten Follikels zwischen den Ergebnissen, die in der sonographischen Untersuchung an den lebenden Kühen und nachfolgend an den Schlachtpreparaten dieser Tiere gewonnen worden waren. Die Lokalisation des Gelbkörpers und das Vorhandensein eines Hohlraums stimmten in den Untersuchungen in 100 % der Fälle überein. Abweichungen in der Anzahl der Follikel ergaben sich lediglich bei den 2 bis 3 mm kleinen Follikeln, die in der sonographischen Untersuchung in ihrer Anzahl um durchschnittlich einen Follikel überschätzt wurden.

KÄHN und LEIDL (1986) verglichen die zunächst mittels transrektaler Sonographie am Reproduktionstrakt von 14 Kühen erhobenen Befunde mit denen, die sie nach Ovariectomie dieser Kühe erhielten. In ihrer Untersuchung waren 68 % aller Follikel und Gelbkörper, die an den exenterierten Ovarien sichtbar waren, vorher richtig in der sonographischen Untersuchung diagnostiziert worden. Follikel mit einer Grösse über 10 mm wurden mit einer Übereinstimmung von 83 % erkannt (KÄHN und LEIDL 1986). Follikel mit einem Durchmesser von über 10 mm liessen sich gut, zwischen 6 und 10 mm mit geringer Fehlerquote und zwischen 3 und 5 mm noch annähernd genau feststellen (KÄHN 1989a).

Zu den verschiedenen Zeitpunkten des Zyklus lassen sich unterschiedlich viele grosse und kleine Follikel auf den Ovarien beobachten. In den ersten Tagen nach einer Ovulation sind keine grösseren Funktionsgebilde auf den Ovarien sichtbar, so dass das sonographische Bild dem eines afunktionellen Organs ähnelt (KÄHN und LEIDL 1986). Mit der Anbildung der neuen Follikelwelle, lassen sich viele kleine Follikel darstellen. Der Beginn einer neuen Follikelanbildungswelle wird retrospektiv als der Zeitpunkt ermittelt, an dem der dominante Follikel 4 mm gross ist (GINTHER et al. 1997). Während der dominante Diöstrusfollikel in seinem Durchmesser zunimmt, geht die Anzahl der Follikel auf den Ovarien durch Atresie der subordinaten Follikel zurück. Nach der Grössenzunahme des dominanten Diöstrusfollikels auf durchschnittlich 11 bis 13 mm wird auch dieser infolge Atresie wieder kleiner. Der dominante Diöstrusfollikel ist über eine Zeitspanne von 11 bis 20 Zyklustagen sichtbar.

Etwa ab dem siebten Tag nach der Ovulation lässt sich in einem zweiwelligen Zyklus mit Beginn einer neuen Welle ein wachsender Follikel darstellen, der zum dominanten präovulatorischen Follikel heranwächst (PIERSON und GINTHER 1988). Zu Beginn der ovulatorischen Welle sind zunächst viele kleine Follikel auf dem Ovar darstellbar, die in der Anzahl aufgrund ihrer Atresie aber schnell abnehmen, während der dominante Follikel zu seiner präovulatorischen Grösse heranwächst. Er stellt sich am Tag der Brunst kugelig dar (KÄHN und LEIDL 1986). Die Ovulation des Follikels ist sonographisch erkennbar durch das Verschwinden eines bei der letzten Untersuchung noch vorhandenen Follikels über 13 mm und der

nachfolgenden Entstehung eines Gelbkörpers (PIERSON und GINTHER 1984, PIERSON und GINTHER 1988, PIETERSE 1989).

4.6.2 Sonographische Darstellung der Gelbkörperentwicklung

Ein Gelbkörper ist sonographisch als grobkörniges, graustrukturiertes, rundliches Areal sichtbar. Er ist gegen das umliegende Ovarparenchym scharf abgegrenzt, das sich hell und dicht darstellt (KÄHN und LEIDL 1986). Luteingewebe ergibt im Unterschied zum Ovarparenchym ein relativ schwaches Echo, da es aus lockerem, weniger dichtem Gewebe besteht. Die Gelbkörper in Blüte lassen sich gut sonographisch darstellen, sich gerade anbildende Gelbkörper und solche in der Phase der Luteolyse sind dagegen oft nur schwer erkennbar, da sie sich nur schlecht vom Ovarparenchym abgrenzen lassen (PIETERSE et al. 1990).

Diverse Studien stimmen darin überein, dass der Gelbkörper zwischen dem zweiten und dem vierten Tag nach der Ovulation erstmals als gut abgrenzbare Struktur erkennbar ist (PIERSON und GINTHER 1984, EDMONDSON et al. 1986, KÄHN und LEIDL 1986, KASTELIC et al. 1990). Er lässt sich in der Regel über den gesamten Diöstrus bis zur nächsten Ovulation (KÄHN und LEIDL 1986) und bis zu sieben Tage darüber hinaus im nachfolgenden Zyklus verfolgen (KASTELIC et al. 1990). IRELAND et al. (1980) konnten in ihrer Studie zeigen, dass Gelbkörper anhand ihrer sonographischen Struktur ihrem Entwicklungsstadium zugeordnet werden können. Die Korrelation betrug 81 %.

Kann ein Gelbkörper bereits zwei Tage nach der Ovulation dargestellt werden, liegt seine Grösse in einem Bereich von 10 x 20 mm. Er wächst bis zu einem Zeitraum zwischen dem sechsten und zehnten Tag auf eine maximale Ausdehnung von 20 x 30 mm heran und behält diese durchschnittlich bis zum 16. Tag nach der Ovulation bei (PIERSON und GINTHER 1984, KÄHN 1986). In der Ultraschalluntersuchung zuverlässig erkennbar sind Gelbkörper vom sechsten bis zum 16. Tag nach der Ovulation (KÄHN und LEIDL 1986). Danach verkleinern sie sich rasch (KÄHN 1986).

Beim Rind treten zwei verschiedene Gelbkörperformen auf. Sonographisch können kompakte Gelbkörper von Gelbkörpern mit einem Hohlraum unterschieden werden (PIERSON und GINTHER 1984, PIETERSE 1989).

Der Hohlraum eines Gelbkörpers stellt sich echoarm und dunkel dar, ist in der Regel oval und im Unterschied zu Follikeln von einem Rand luteinisierten Gewebes umgeben. Er ist weniger sphärisch als ein Follikel und oft lobuliert (PIERSON und GINTHER 1987a).

KASTELIC et al. (1990) untersuchten das Auftreten von Gelbkörpern mit Hohlräumen in 66 Zyklen von Kühen. Dabei beobachteten sie in 77 % (51/66) der ovulatorischen Intervalle das Auftreten eines Hohlraums im Gelbkörper, wobei dieser erstmals durchschnittlich zwischen dem dritten und fünften Tag nach der Ovulation erkennbar war. Der grösste Durchmesser des Hohlraums wurde von KASTELIC et al. (1990) zwischen dem fünften und siebten Tag beschrieben. KÄHN (1986) beobachtete den Höhepunkt der Hohlraumbildung mit 53 % (10/19) am achten Tag nach der Ovulation.

Sonographisch können sich im Hohlraum echogene netzartige Strukturen darstellen, bei denen es sich um fibrinartiges Material handelt. Ausserdem können Ansammlungen hämolysierter roter Blutzellen in den Hohlräumen als echogene Strukturen sichtbar sein (KÄHN und LEIDL 1986).

In kompakten Gelbkörpern kann häufig im Zentrum eine weisse Linie beobachtet werden (PIETERSE 1989). Bei dieser handelt es sich um eine bindegewebige Verästelung, die den Luteinzellhaufen des Gelbkörpers von der Mitte her gliedert. Sie ist oft feststellbar, wenn sich der Hohlraum eines Gelbkörpers erst im Verlauf des Zyklus geschlossen hat (KÄHN und LEIDL 1986).

In diversen Studien (KÄHN 1986, PIETERSE 1989, KASTELIC et al. 1990) wurde der Einfluss der Hohlraumbildung in einem Gelbkörper auf die Fertilität betroffener Kühe untersucht. In diesen Untersuchungen wurden die Länge des ovulatorischen Intervalls und das Hormonprofil der Zyklen mit kompakten Gelbkörpern mit den Zyklen mit einem Gelbkörper, der einen Hohlraum enthielt, verglichen. Da sich keine Unterschiede zwischen den Zyklen mit kompakten Gelbkörpern oder Gelbkörpern mit einem Hohlraum ergaben, wurde daraus geschlossen, dass das Auftreten von Hohlräumen kein pathologisches Geschehen darstellt.

5 TIERE, MATERIAL UND METHODIK

5.1 Tiere

5.1.1 Verwendete Tiere zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α

In dieser Studie wurden die Reaktionen der verschiedenen Luteingebilde, kompakter Gelbkörper, Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzyste, auf die Verabreichung von PGF2 α untersucht und verglichen.

Alle für die Untersuchung verwendeten Kühe wurden aufgrund einer Anöstrie der Ambulanz des Tierspitals Zürich vorgestellt.

Insgesamt wurden 101 Kühe in diese Studie miteinbezogen. Es handelte sich um 46 Braunvieh-, 45 Rottleck- und 10 Schwarzfleckkühe im Alter von 1.5 bis 16 Jahren. Der Altersdurchschnitt lag bei 5.7 ± 0.35 Jahre. Von den 101 Kühen kamen 71 aus Anbinde- und 30 aus Freilaufhaltung. Die durchschnittliche Milchleistung der Herkunftsbetriebe lag zwischen 4000 und 15000 kg Milch pro Kuh und Jahr.

Von 29 Kühen war der Zeitraum seit dem Abkalben nicht bekannt, die übrigen 72 Kühe waren 29 bis 302 Tage, im Durchschnitt 115.8 ± 11.17 Tage post partum. Sie wiesen alle in der ultrasonographischen Untersuchung auf ihren Ovarien mindestens ein Luteingebilde auf.

Vorzugsweise wurden Kühe miteinbezogen, die ein Luteingebilde mit Hohlraum aufwiesen, also einen Gelbkörper mit Hohlraum oder eine Follikel-Luteinzyste.

Von den 101 Kühen konnten bei 27 Anzeichen einer Endometritis festgestellt werden.

5.1.2 Verwendete Tiere zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α

In diesem Teil der Untersuchung wurde die Reaktion von Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α am Tag 3 bzw. Tag 5 nach der Ovulation untersucht.

In diese Studie wurden 17 Kühe einbezogen, die Eigentum der Universität Zürich waren. Davon stammten 15 vom Stiegenhof in Oberembrach und zwei vom Tierspital in Zürich. Es handelte sich um 14 Braunvieh- und drei Rotfleckkühe im Alter von vier bis 15 Jahren. Der Altersdurchschnitt betrug 8.3 ± 0.89 Jahre. Die Kühe wurden in einem Anbindestall gehalten und hatten regelmässigen Weidegang. Das Futter bestand aus Heu, Emd, Gras- und Maissilage und Kraftfutter. Die durchschnittliche Milchleistung des Stiegenhofs lag bei etwa 6000 kg Milch pro Kuh und Jahr.

Alle 17 Kühe waren zwischen 60 und 100 Tage post partum und wiesen in der ultrasonographischen Untersuchung auf den Ovarien mindestens einen Gelbkörper auf. Seine minimale Grösse betrug 22 x 20-25 mm.

5.2 Material und Methodik

5.2.1 Vorgehen zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α

Die ultrasonographischen Veränderungen der verschiedenen Luteingebilde der 101 Kühe sowie die Veränderungen der Progesteronkonzentration im Blut nach Verabreichung von PGF2 α wurden untersucht und verglichen. Die praktische Untersuchung für den ersten Teil der Arbeit wurde durch Mitarbeiter der Ambulanz des Departementes für Nutztiere der Vetsuisse-Fakultät der Universität Zürich im Zeitraum vom 23.7.2003 bis 22.1.2006 durchgeführt.

5.2.1.1 Definitionen

Als Luteingebilde werden alle Funktionskörper auf den Ovarien bezeichnet, die sich im ultrasonographischen Bild hypoechogen darstellen. Bei Luteingebilden mit einem minimalen Durchmesser von etwa 20 bis 22 mm kann davon ausgegangen werden, dass sie progesteronproduzierend sind (KÄHN 1986).

Es werden zwei Formen von Luteingebilden unterschieden: Der Gelbkörper und die Follikel-Luteinzyste. Gelbkörper können kompakt sein (Abb. 2) oder einen Hohlraum aufweisen (Abb. 3), wobei jede Aussparung von Luteingewebe innerhalb eines Luteingebildes, unabhängig von ihrem Durchmesser, als Hohlraum bezeichnet wird. Follikel-Luteinzysten beinhalten immer einen grossen Hohlraum und haben eine schmale Wand (Abb. 4). Grenzwerte für die Wanddicke zur Unterscheidung von Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten wurden bisher nicht festgelegt. Daher wurde für diese Studie gestützt auf die Arbeiten von KÄHN (1986) und DOUTHWAITE und DOBSON (2000) die Anwendung von zwei verschiedenen Definitionen betrachtet:

Def 1: Ein Gelbkörper mit Hohlraum weist eine Wanddicke von 4 mm und mehr auf und eine Follikel-Luteinzyste eine Wanddicke von weniger als 4 mm.

Def 2: Ein Gelbkörper mit Hohlraum weist eine Wanddicke von 2 mm und mehr auf und eine Follikel-Luteinzyste eine Wanddicke von weniger als 2 mm.

Die Luteingebilde wurden anhand der sonographischen Befunde am Tag 0 in kompakte Gelbkörper, Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten eingeteilt.

Die gemessenen Längen und Breiten bei Luteingebilden mit Hohlraum beziehen sich auf das gesamte Luteingebilde, während die Flächen und Volumina abzüglich Hohlraum berechnet sind.

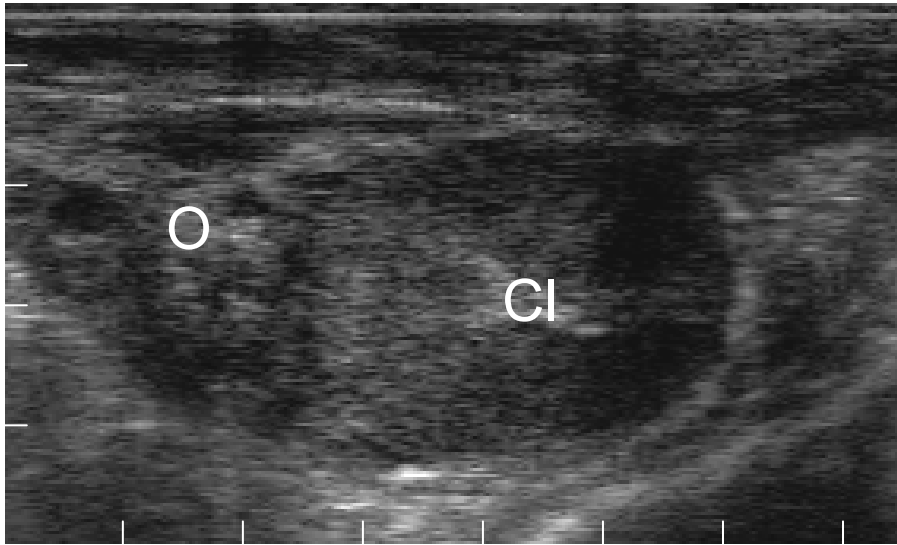


Abb. 2: Ultraschallbild eines kompakten Gelbkörpers, aufgenommen am Tag 12 des Zyklus. O: Ovargewebe, Cl: kompakter Gelbkörper.

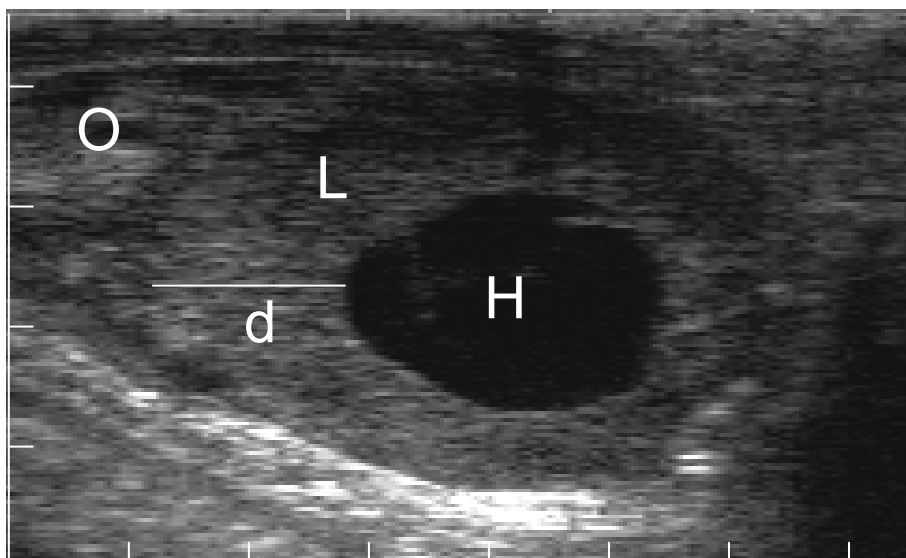


Abb. 3: Ultraschallbild eines Gelbkörpers mit Hohlraum, aufgenommen am Tag 12 des Zyklus. O: Ovargewebe, L: Luteinwand des Gelbkörpers, d: Luteinwanddicke, H: Hohlraum.

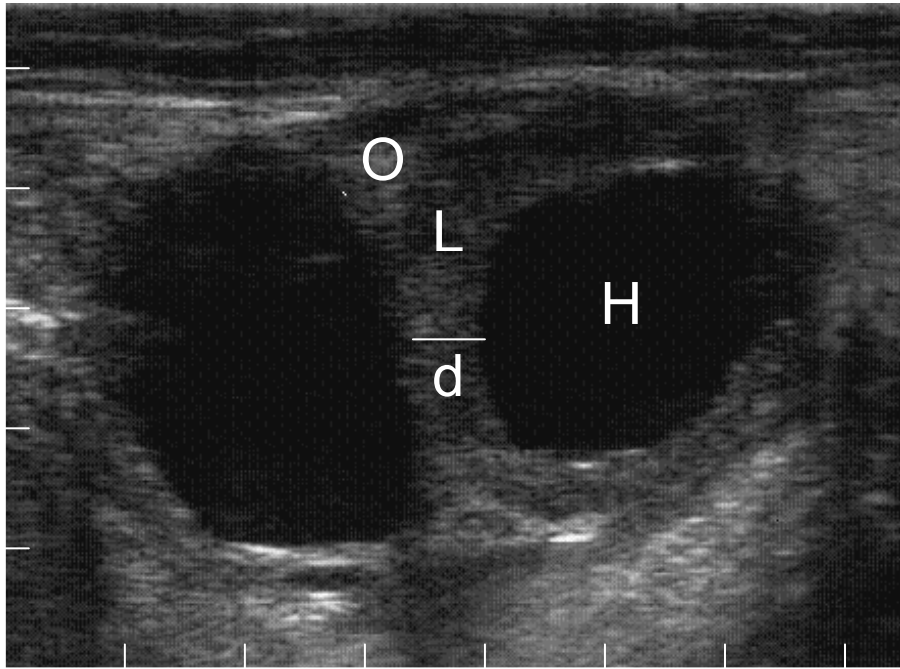


Abb. 4: **Ultraschallbild einer Follikel-Luteinzyste. O: Ovargewebe, L: Luteinwand der Follikel-Luteinzyste, d: Luteinwanddicke, H: Hohlraum**

5.2.1.2 Schema zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF₂ α

Die Kühe wurden wegen fehlender Brunstanzeichen vom Besitzer einem Tierarzt der Ambulanz vorgestellt. Dieser führte eine erste gynäkologische Untersuchung durch. Der Tag der ersten Untersuchung wurde als Tag 0 definiert. Die gynäkologische Untersuchung setzte sich aus einer Adspektion und Palpation des äusseren Genitales, einer manuellen vaginalen Untersuchung, einer rektalen palpatorischen und einer transrektalen ultrasonographischen Untersuchung (Scanner 50 S, Tringa, Pie Medical; 7.5 MHz Sektorsonde) zusammen. Die Befunde wurden in Protokollblätter eingetragen.

Die Adspektion und Palpation des äusseren Genitales sowie die manuelle vaginale und rektale palpatorische Untersuchung dienten neben dem Ausschluss von Erkrankungen des Urogenitaltraktes vor allem der Erkennung von Brunstsymptomen. Dabei wurde insbesondere auf das Vorhandensein von Brunstschleim, den Öffnungsgrad der Zervix, den Tonus der Gebärmutter und auf die Grösse des grössten Follikels geachtet.

Die nachfolgende transrektale ultrasonographische Untersuchung der Ovarien diente der Erkennung der verschiedenen Luteingebilde und Follikel auf den Ovarien. Die Funktionsgebilde wurden in ihrer grössten Ausdehnung dargestellt, ihre maximalen Längen und Breiten (Abb. 5 und Abb. 6) bestimmt und schriftlich auf den oben erwähnten Protokollblättern festgehalten. Danach wurde den Kühen 15 mg Luproliol (Prosolvon®, Veterinaria, Zürich, Schweiz) intramuskulär verabreicht. Es wurden 5 ml Blut aus der Schwanzvene entnommen und in ein mit Heparin beschichtetes Röhrchen (Lithium-Heparin-Röhrchen, Sarstedt, Deutschland) gefüllt.

Die nächste Untersuchung erfolgte am Tag 3 nach Verabreichung von PGF₂ α . Wieder wurden eine Adspektion und Palpation des äusseren Genitales, eine manuelle vaginale Untersuchung, eine rektale palpatorische und eine transrektale ultrasonographische Untersuchung durchgeführt. Erneut wurde die Anzahl der verschiedenen Luteingebilde und Follikel auf den Ovarien sowie deren maximalen Längen und Breiten bestimmt und protokolliert sowie eine Blutprobe genommen.

Anhand des Verhaltens der Kuh und der Brunstanzeichen, die im Rahmen der Untersuchung festgestellt werden konnten, wurde beurteilt, ob die Kuh bereits in Brunst war. War die Kuh am Tag 3 brünstig, wurde sie besamt.

Wenn am Tag 3 keine Brunstanzeichen zu erkennen waren, wurde die Kuh in der Folge täglich bis maximal zum Tag 7 nach oben stehendem Schema untersucht, bis klinisch oder ultrasonographisch der günstigste Besamungszeitpunkt festgelegt und die Kuh besamt werden konnte. Trat innerhalb der sieben Tage nach Gabe von PGF2 α keine Brunst auf, wurde die Kuh nicht besamt. Am Tag nach der Besamung wurde nochmals eine transrektale ultrasonographische Untersuchung durchgeführt, um zu überprüfen, ob eine Ovulation stattgefunden hat. Auch bei dieser letzten Untersuchung wurde die Anzahl der verschiedenen Luteingebilde und Follikel auf den Ovarien sowie deren maximale Längen und Breiten bestimmt und protokolliert. Eine Blutprobe zur Progesteronbestimmung wurde entnommen. Falls der Follikel zu diesem Zeitpunkt noch nicht gesprungen war, wurde ein zweites Mal besamt.

Zeigte die Kuh drei Wochen nach erfolgter Besamung keine Brunstanzeichen, wurde sie ab dem 28. Tag nach Besamung mittels Ultraschall oder ab der 6. Woche nach Besamung manuell auf Trächtigkeit untersucht.

5.2.1.3 Protokollblatt zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α

Es wurde ein Protokollblatt erstellt, um die anamnestischen Angaben und die Befunde der klinischen Untersuchung festzuhalten.

Folgende Anamnese wurde erhoben:

Name des Besitzers, Name oder Nummer der Kuh, Rasse, Alter, Zeitpunkt der letzten Abkalbung, Nachgeburtsverhalten nach der letzten Geburt, Anzeichen einer Endometritis, Datum der letzten Insemination sowie durchschnittliche Milchleistung des Betriebes wurden bei den Landwirten erfragt und festgehalten.

Brunstanzeichen, die bei der Adspektion und Palpation des äusseren Genitales sowie bei der manuellen vaginalen und rektalen palpatorischen Untersuchung festgestellt werden konnten, wurden protokolliert. Bei der transrektalen ultrasonographischen Untersuchung wurde das Vorhandensein von Luteingebilden, deren Anzahl und Lage auf den beiden Ovarien, deren maximale Länge und Breite (Abb. 5), das Vorhandensein eines Hohlraums in den Luteingebilden sowie dessen maximale Länge und Breite festgehalten. Das Vorhandensein von Follikeln, deren Anzahl und Lage sowie deren maximale Länge und Breite (Abb. 6) wurde ebenfalls protokolliert. Festgehalten wurde auch, ob eine Blutprobe zur Progesteronbestimmung entnommen werden konnte.

An den Tagen 3 bis 7 nach Prostaglandingabe wurde zusätzlich festgehalten, ob eine künstliche Besamung durchgeführt werden konnte.

Protokollblatt



Universität Zürich
Departement für Nutztiere
Ambulanz
Forschungsprojekt:
**Die Bedeutung des Hohlraums
im C.I. beim Rind**

Besitzer

Rinderkarte

Rind

Name, Vorname

Wohnort

Strasse, Nr.

Telefon

Mobiletelefon

Name Nr.

geb.

Letzte Laktationsleistung in kg

Letzte Geburt

Letzte Brunst

letzte Insemination:

1. Besuch:

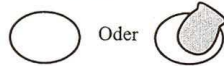
Tag 5 (nur, wenn bisher keine Ovulation)

Datum:

..... Uhr

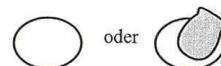
TA

linkes Ovar



Oder

rechtes Ovar



oder

Bildaufzeichnung: : :

CI ja / nein

Hohlraum ja / nein

1. Foll.: mm 2. Foll.: mm

Anzahl: Foll. (3-5mm) (6-9mm) (10-13mm) (≥30mm)

Insemination ja / nein

brünstig ja / nein

Blutprobenentnahme ja / nein

Bildaufzeichnung: : :

CI ja / nein

Hohlraum ja / nein

1. Foll.: mm 2. Foll.: mm

Anzahl: Foll. (3-5mm) (6-9mm) (10-13mm) (≥30mm)

Brunstschleim ja / nein

Ovulation ja / nein

2. Besuch:

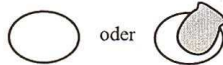
Tag 6 (nur, wenn bisher keine Ovulation)

Datum:

..... Uhr

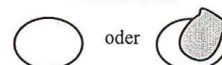
TA

Linkes Ovar



oder

rechtes Ovar



oder

Bildaufzeichnung: : :

CI ja / nein

Hohlraum ja / nein

1. Foll.: mm 2. Foll.: mm

Anzahl: Foll. (3-5mm) (6-9mm) (10-13mm) (≥30mm)

Insemination ja / nein

brünstig ja / nein

Blutprobenentnahme ja / nein

Bildaufzeichnung: : :

CI ja / nein

Hohlraum ja / nein

1. Foll.: mm 2. Foll.: mm

Anzahl: Foll. (3-5mm) (6-9mm) (10-13mm) (≥30mm)

Brunstschleim ja / nein

Ovulation ja / nein

3. Besuch:

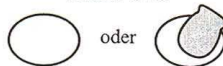
Tag 7 (nur, wenn keine Ovulation)

Datum:

..... Uhr

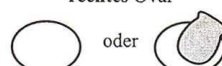
TA

Linkes Ovar



oder

rechtes Ovar



oder

Bildaufzeichnung: : :

CI ja / nein

Hohlraum ja / nein

1. Foll.: mm 2. Foll.: mm

Anzahl: Foll. (3-5mm) (6-9mm) (10-13mm) (≥30mm)

Insemination ja / nein

brünstig ja / nein

Blutprobenentnahme ja / nein

Bildaufzeichnung: : :

CI ja / nein

Hohlraum ja / nein

1. Foll.: mm 2. Foll.: mm

Anzahl: Foll. (3-5mm) (6-9mm) (10-13mm) (≥30mm)

Brunstschleim ja / nein

Ovulation ja / nein

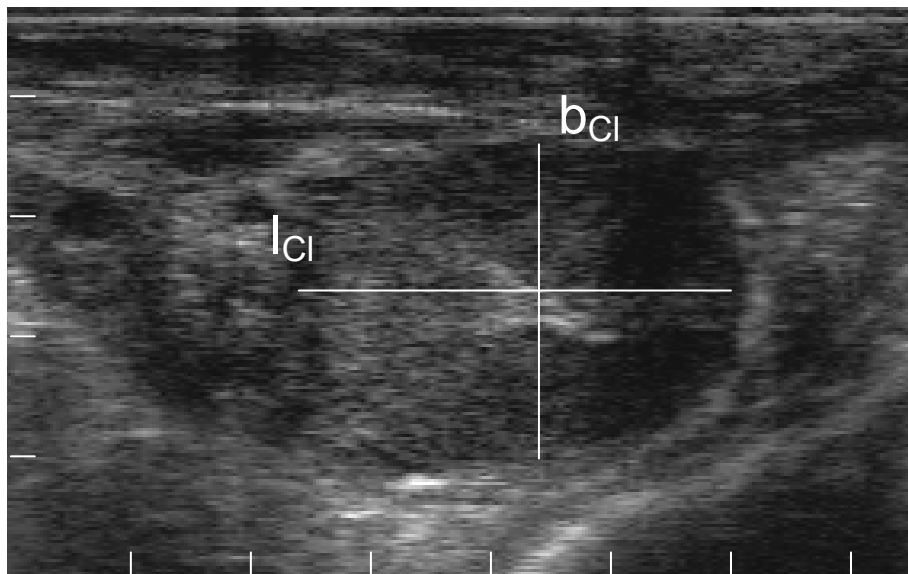


Abb. 5: Bestimmung der Parameter eines kompakten Gelbkörpers auf einem Ultraschallbild. l_{CI} : Gelbkörperlänge, b_{CI} : Gelbkörperbreite.

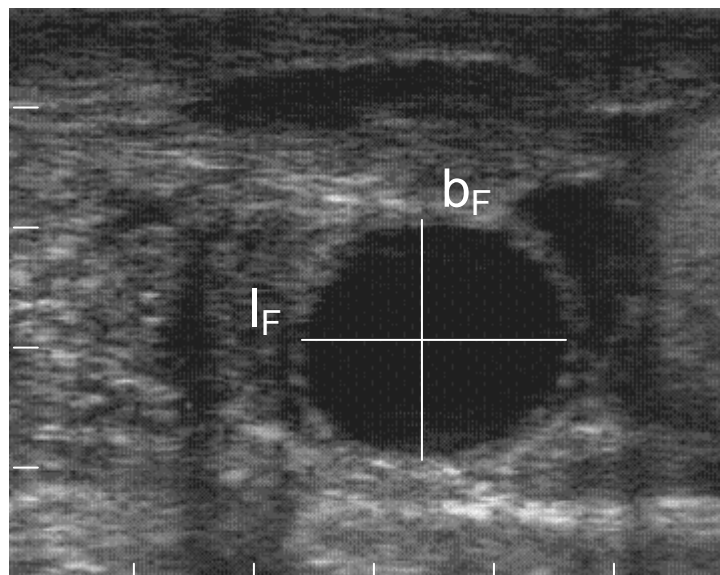


Abb. 6: Bestimmung der Parameter eines Follikels auf einem Ultraschallbild. l_F : Follikellänge, b_F : Follikelbreite.

5.2.1.4 Aufarbeitung der Blutproben und Bestimmung des Progesterongehaltes zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF₂ α

Es wurden 5 ml Blut in einem Lithium-Heparin-Röhrchen (Sarstedt, Deutschland) zentrifugiert (3000 rpm, 10 Minuten), das Plasma abpipettiert und bei –20 °C tiefgefroren.

Nach Abschluss der klinischen Untersuchungen wurden die Plasmaproben in der Zentrumsabteilung für Chemische Analytik und Endokrinologie der Tierärztlichen Hochschule Hannover auf ihre Progesteronkonzentration untersucht. Dabei wurde mit dem „Immulite“-System gearbeitet.

5.2.1.4.1 Progesteronbestimmung mittels „Immulite“-System

Die Bestimmung der Blutprogesteronkonzentration wurde mit dem „Immulite“-System durchgeführt. Dabei handelt es sich um einen kompetitiven Chemilumineszenz-Immunoassay.

Dabei erfolgt eine kompetitive Bindung des Progesterons aus der nativen Plasmaprobe und eines ligandmarkierten synthetischen Progesterons im Verhältnis zu ihrer Konzentration an polyklonale Kaninchen-Antiprogesteron-Antikörper, die ihrerseits an kleinen Kugeln im Testgefäß haften. Beim Liganden des synthetischen Progesterons handelt es sich um alkalische Phosphatase, welche durch die Abspaltung der Phosphatgruppe das Substrat Adamantyl 1,2-dioxetane arylphosphate (ADPP) in Adamantylldioxtan umwandelt. Adamantylldioxtan ist ein instabiles Anion, das bei seinem Zerfall zu einer anhaltenden Lichtemission führt. Das bedeutet, dass je stärker die Lichtemission ist, umso geringer ist die Progesteronkonzentration in der Plasmaprobe. Die Chemilumineszenz wird in einem Photomultiplier gemessen.

5.2.1.5 Statistik zur Untersuchung der Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α

Die Datenerfassung erfolgte mittels Excel (Office 2000).

Flächen und Volumina von Follikeln, Luteingebilden und deren Hohlräumen sowie die Wanddicken wurden mittels Formeln (Tab. 1) berechnet. Gelbkörper und Follikel wurden als Ellipsen bzw. als Rotationsellipsoide (KÄHN 1986) angenommen.

Tab. 1: Berechnungen der Flächen und Volumina von Gelbkörpern und Follikeln und der Wanddicken von Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten aus maximal ermittelter Länge und Breite der entsprechenden Strukturen. Die Flächen und Volumina der Luteingebilde sind abzüglich Hohlraum berechnet. l_{Cl} = Gelbkörperlänge, b_{Cl} = Gelbkörperbreite, l_H = Hohlraumlänge, b_H = Hohlraumbreite, l_F = Follikellänge, b_F = Follikelbreite, $\pi = \text{Pi} = 3.1416$.

| | Gelbkörper | Follikel |
|-------------|---|-----------------------------------|
| Fläche a | $l_{Cl} \cdot b_{Cl} \cdot \pi - l_H \cdot b_H \cdot \pi$ | $l_F \cdot b_F \cdot \pi$ |
| Volumen v | $(l_{Cl} \cdot b_{Cl}^2 \cdot \pi) / 6 - (l_H \cdot b_H^2 \cdot \pi) / 6$ | $(l_F \cdot b_F^2 \cdot \pi) / 6$ |
| Wanddicke d | $(l_{Cl} - l_H) / 2$ | |

Die statistische Auswertung wurde mit Hilfe des Programms StatView 5.0 (SAS Institut, Wangen, Schweiz) ausgeführt. Angewendet wurde der ungepaarte t-Test und ANOVA. Die Ergebnisse wurden als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm \text{SF}$) angegeben. Als Signifikanzschwelle wurde $P \leq 0.05$ angenommen.

Als Parameter für die Luteingewebsmenge eines Luteingebildes und die Grösse eines Follikels wurde in der Auswertung der Ergebnisse der Schwerpunkt auf die Luteingewebsfläche bzw. auf die Fläche des Follikellumens gelegt. Die Anwendung des Volumens als Mass für die Luteingewebsmenge bzw. die Grösse eines Follikels würde zu ungenaueren Ergebnissen führen,

da die Berechnung des Volumens eines Rotationsellipsoides durch das Quadrat der Breite einen Messfehler verstärkt.

Die Veränderungen am Luteingewebe im ultrasonographischen Bild wurden nur zwischen Tag 0 und Tag 4, der Verlauf der entsprechenden Blutprogesteronwerte dagegen zwischen Tag 0 und Tag 6 aufgezeigt, da an den folgenden Tagen für die statistische Auswertung mit ANOVA nicht mehr genügend Kühe im Versuch waren, um eine Aussage über die Ergebnisse machen zu können. Es wurden nur die Kühe in die Auswertung miteinbezogen, deren Gelbkörper zwischen Tag 0 und Tag 4 bzw. zwischen Tag 0 und Tag 6 ultrasonographisch darstellbar war. Kühe, die innerhalb dieser Zeit besamt wurden und ovulierten, wurden somit in der Auswertung nicht berücksichtigt. Die Resultate wurden in Excel graphisch dargestellt.

5.2.2 Vorgehen zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α

Die ultrasonographischen Veränderungen der Gelbkörper, sowie die Veränderungen der Progesteronkonzentration im Blut nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 3 bzw. am Tag 5 nach der Ovulation wurden untersucht. Die praktische Untersuchung für den zweiten Teil der Studie wurde an der Klinik für Fortpflanzungsmedizin des Departementes für Nutztiere der Vetsuisse-Fakultät der Universität Zürich im Zeitraum vom 14.11.2006 bis 29.8.2007 durchgeführt.

5.2.2.1 Schema zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α

Am ersten Untersuchungstag wurde nach einer Adspektion des äusseren Genitales und einer rektalen palpatorischen Untersuchung eine transrektale ultrasonographische Untersuchung (Aquila, Pie Medical, Maastricht, the Netherlands; 8.0 MHz Linearsonde) durchgeführt und den Kühen PGF2 α injiziert. Die Befunde der gynäkologischen Untersuchung wurden in Protokollblätter eingetragen.

Während der ultrasonographischen Untersuchung der Ovarien wurden entsprechend den vorherigen Untersuchungen Gelbkörper und Follikel auf den Ovarien bestimmt. Die Funktionsgebilde wurden in ihrer grössten Ausdehnung dargestellt, ihre maximalen Längen und Breiten (Abb. 5 und Abb. 6) bestimmt und schriftlich auf den Protokollblättern festgehalten. Danach bekamen die Kühe 15 mg Luprostiol (Prosolvin®, Veterinaria, Zürich, Schweiz) intramuskulär verabreicht. Es wurden 10 ml Blut aus der Schwanzvene entnommen, in ein mit Heparin beschichtetes Röhrchen (Lithium-Heparin-Röhrchen, Sarstedt) gefüllt, zentrifugiert und das Plasma abpipettiert und tiefgefroren.

Der gleiche Untersuchungsgang wurde täglich wiederholt. Die Anzahl der Gelbkörper und Follikel auf den beiden Ovarien sowie ihre maximale Länge und Breite wurden bestimmt und protokolliert. Der Zeitpunkt der Ovulation wurde schriftlich als Tag 0 festgehalten.

Die 17 Kühe wurden zufällig in zwei Gruppen aufgeteilt. Sieben Kühe wurden am Tag 3 (Gruppe 1) und acht Kühe am Tag 5 nach der Ovulation (Gruppe 2) ein zweites Mal mit PGF2 α behandelt. Bei den übrigen zwei Kühen konnte nach der ersten PGF2 α -Injektion zwar eine Luteolyse, aber keine Ovulation beobachtet werden. Sie entwickelten nach der Gabe von PGF2 α

Follikel-Thekazysten. Sie wurden mit 20 µg Buserelin (Receptal®, Veterinaria, Zürich, Schweiz) behandelt und für die Studie nicht mehr weiter verwendet. Die anderen 15 Kühe wurden weiterhin täglich wie oben beschrieben untersucht. Die Untersuchung endete mit der zweiten Ovulation.

Blutproben zur Progesteronbestimmung wurden vom Tag 0 an täglich aus der Schwanzvene entnommen bis zum Tag 10 nach der ersten Ovulation, dann wieder am Tag 12 und anschliessend alle drei Tage bis zur zweiten Ovulation.

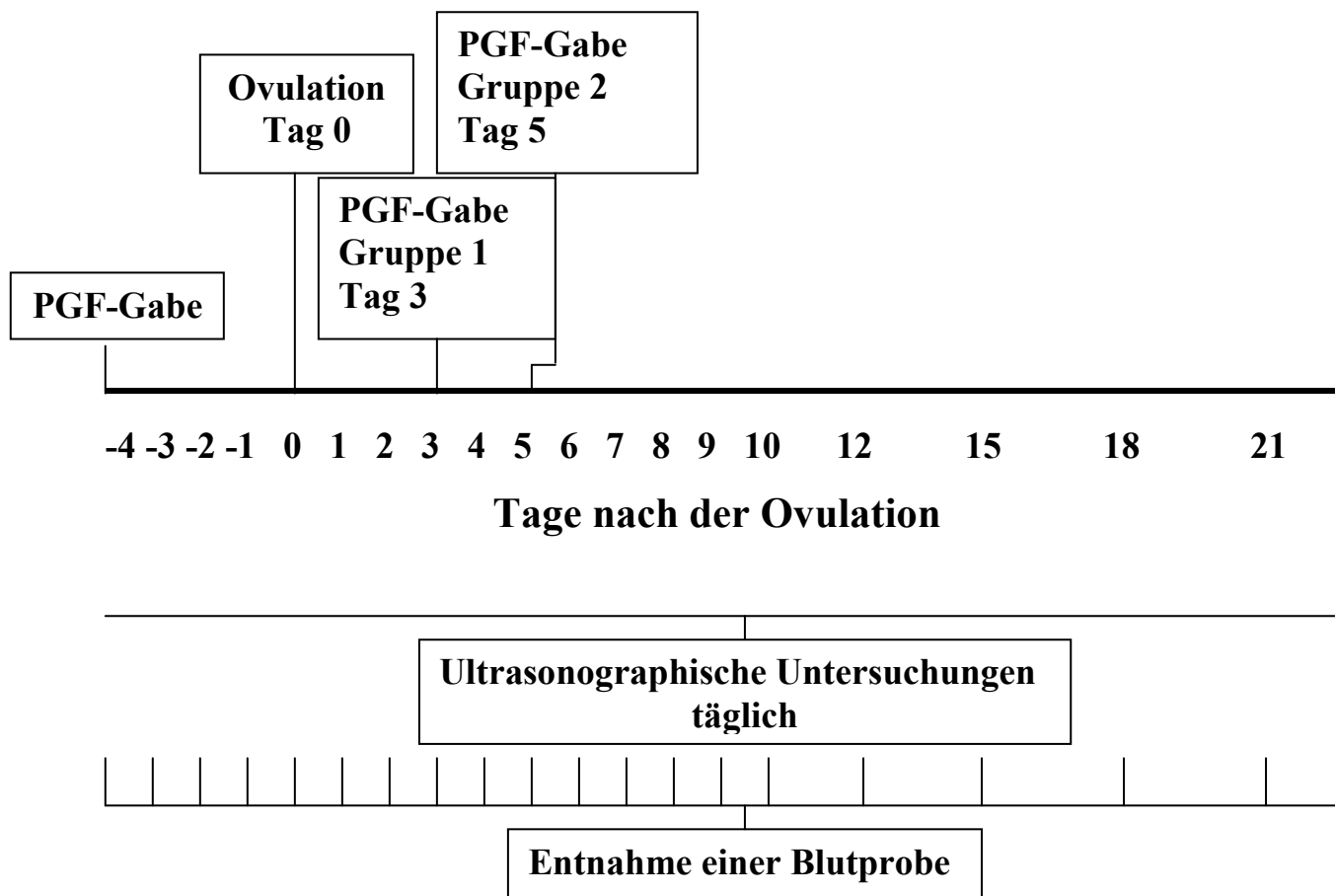


Abb. 7: Schematische Darstellung des Untersuchungsprotokolls

5.2.2.2 Protokollblatt zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α

Die anamnestischen Daten und die Befunde der Untersuchungen wurden wieder auf den Protokollblättern festgehalten.

Folgende Anamnese wurde erhoben:

Name der Kuh, Rasse, Alter, Zeitpunkt der letzten Abkalbung, Nachgeburtverhalten nach der letzten Geburt, Endometritis und durchschnittliche Milchleistung des Betriebes wurden beim Landwirt erfragt und festgehalten.

Bei der transrektalen ultrasonographischen Untersuchung wurde das Vorhandensein von Gelbkörpern, deren Anzahl und Lage, deren maximale Länge und Breite, das Vorhandensein eines Hohlraums im Gelbkörper sowie dessen maximale Länge und Breite festgehalten. Das Vorhandensein von Follikeln, deren Anzahl und Lage auf den beiden Ovarien sowie deren maximale Länge und Breite wurde ebenfalls wieder protokolliert. Der Zeitpunkt der Ovulationen und die Entnahme von Blut zur Progesteronbestimmung wurde festgehalten.

5.2.2.3 Aufarbeitung der Blutproben und Bestimmung des Progesterongehaltes zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α

Es wurden 10 ml Blut in einem Lithium-Heparin-Röhrchen zentrifugiert (3000 rpm, 10 Minuten), das Plasma abpipettiert und bei -20 °C tiefgefroren.

Nach Abschluss der klinischen Untersuchungen wurden die Plasmaproben in der Zentrumsabteilung für Chemische Analytik und Endokrinologie der Tierärztlichen Hochschule in Hannover mittels „Immulite“ auf ihre Progesteronkonzentration untersucht.

5.2.2.4 Statistik zur Untersuchung der Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α

Die Datenerfassung und die statistische Auswertung erfolgte mit dem Programm StatView 5.0 (SAS Instiut, Wangen, Schweiz). Angewendet wurde der ungepaarte t-Test und ANOVA. Die Ergebnisse wurden als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) angegeben. Die Signifikanzschwelle wurde auf $P \leq 0.05$ festgelegt.

Als Parameter für die Luteingewebsmenge eines Luteingebildes und die Grösse eines Follikels wurde in der Auswertung der Ergebnisse der Schwerpunkt wiederum auf die Luteingewebsfläche bzw. auf die Fläche des Follikellumens gelegt.

Die Veränderungen am Luteingewebe im ultrasonographischen Bild wurden nur zwischen Tag 2 und Tag 9 nach der Ovulation aufgezeigt, da ausserhalb dieses Zeitraumes nicht bei allen Kühen Luteingebilde vorhanden oder ultrasonographisch darstellbar waren. Der Verlauf der Progesteronwerte wurde von Tag 0 bis Tag 9 nach der Ovulation betrachtet. Die Resultate wurden in Excel graphisch dargestellt.

6 ERGEBNISSE

6.1 Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α

Es wurde die Reaktion von kompakten Gelbkörpern, Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten auf die Verabreichung von PGF2 α beim Rind untersucht. Dazu wurden die ultrasonographischen Veränderungen der Luteingebilde und die Veränderungen der Progesteronkonzentrationen im Blut gemessen.

6.1.1 Luteingewebe

Am Tag der Verabreichung von PGF2 α wiesen 95 der 101 für diese Studie eingesetzten Kühe ein und sechs Kühe zwei Luteingebilde auf den Ovarien auf. Zum Tag 0 konnten also insgesamt 107 Luteingebilde festgestellt werden (Abb. 8). Davon befanden sich 63 auf den rechten und 44 auf den linken Ovarien.

Von den 107 Luteingebilden waren 35 (32.7 %) kompakte Gelbkörper, und 72 (67.3 %) enthielten einen Hohlraum (Abb. 9). Von den 72 Luteingebilden mit Hohlraum wiesen 64 eine Wanddicke von mehr als 4 mm auf und acht eine Wanddicke von weniger als 4 mm (Abb. 10). Es handelte sich somit gemäss Definition 1 um 64 Gelbkörper mit Hohlraum und um acht Follikel-Luteinzysten. Gemäss Definition 2 konnten 69 Gelbkörper mit Hohlraum, mit einer Wanddicke von mehr als 2 mm, und drei Follikel-Luteinzysten, mit einer Wanddicke von weniger als 2 mm, festgestellt werden (Abb. 11).

Am Tag 3 nach der PGF2 α -Applikation waren gesamthaft noch 100 Luteingebilde sonographisch darstellbar. Von diesen waren 48 (48.0 %) kompakt, und 52 (52.0 %) enthielten einen Hohlraum. Von diesen 52 Luteingebilden mit Hohlraum konnten sechs gemäss Definition 1 und zwei gemäss Definition 2 als Follikel-Luteinzysten angesprochen werden. Am Tag 4 waren noch 67 Luteingebilde auf den Ovarien sonographisch zu erkennen. Davon waren 30 (44.8 %) kompakt und 37 (55.2 %) zeigten einen Hohlraum. Darunter waren vier Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 beziehungsweise eine Follikel-Luteinzyste gemäss Definition 2. Am Tag 5 waren je 18 (50.0 %) von den 36 noch vorhandenen Luteingebilden kompakt oder mit Hohlraum. Gemäss Definition 1 waren nur noch zwei Follikel-Luteinzysten und gemäss Definition 2 nur noch eine Follikel-Luteinzyste dabei. Am Tag 6 konnten noch 14 Luteingebilde sonographisch dargestellt werden. Davon waren 11 (78.6 %) kompakt und drei (21,4 %) zeigten

einen Hohlraum, wobei gemäss Definition 1 zwei und gemäss Definition 2 ein Luteingebilde als Follikel-Luteinzyste bezeichnet werden konnte. Die 101 in der Studie verwendeten Kühe wiesen am Tag 7 gesamthaft nur noch fünf Luteingebilde auf. Drei (60.0 %) davon waren kompakt und zwei (40.0 %) enthielten einen Hohlraum. Die zwei Luteingebilde mit Hohlraum wiesen eine Wanddicke ≤ 4 mm auf.

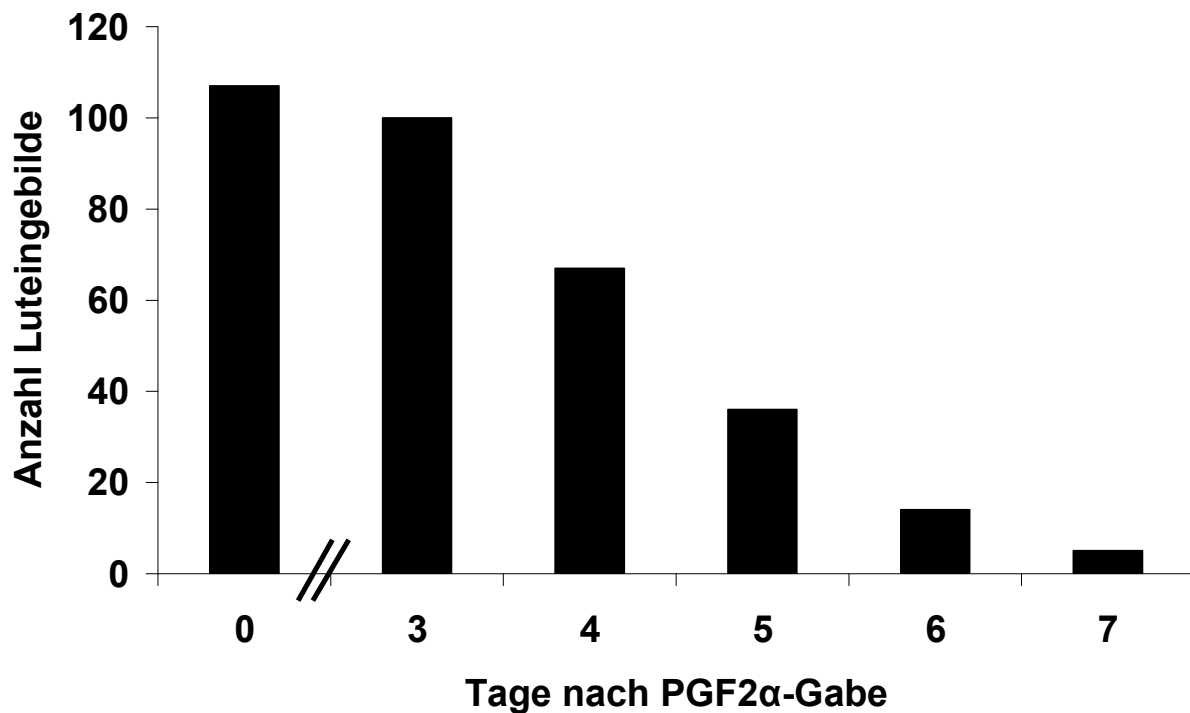


Abb. 8: Gesamtzahl der Luteingebilde der 101 Kühe über die Tage 0 bis 7.

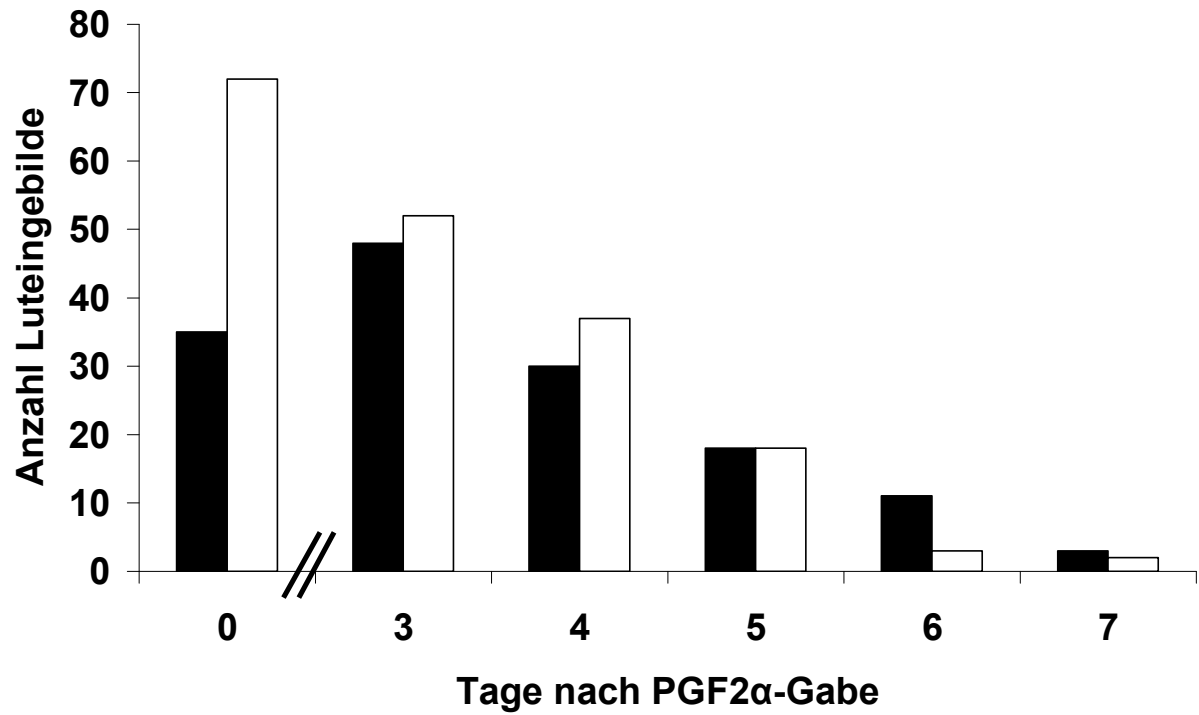


Abb. 9: Anzahl der kompakten Gelbkörper (schwarze Säulen) gegenüber Luteingebilden mit Hohlraum (weisse Säulen) der 101 Kühe über die Tage 0 bis 7.

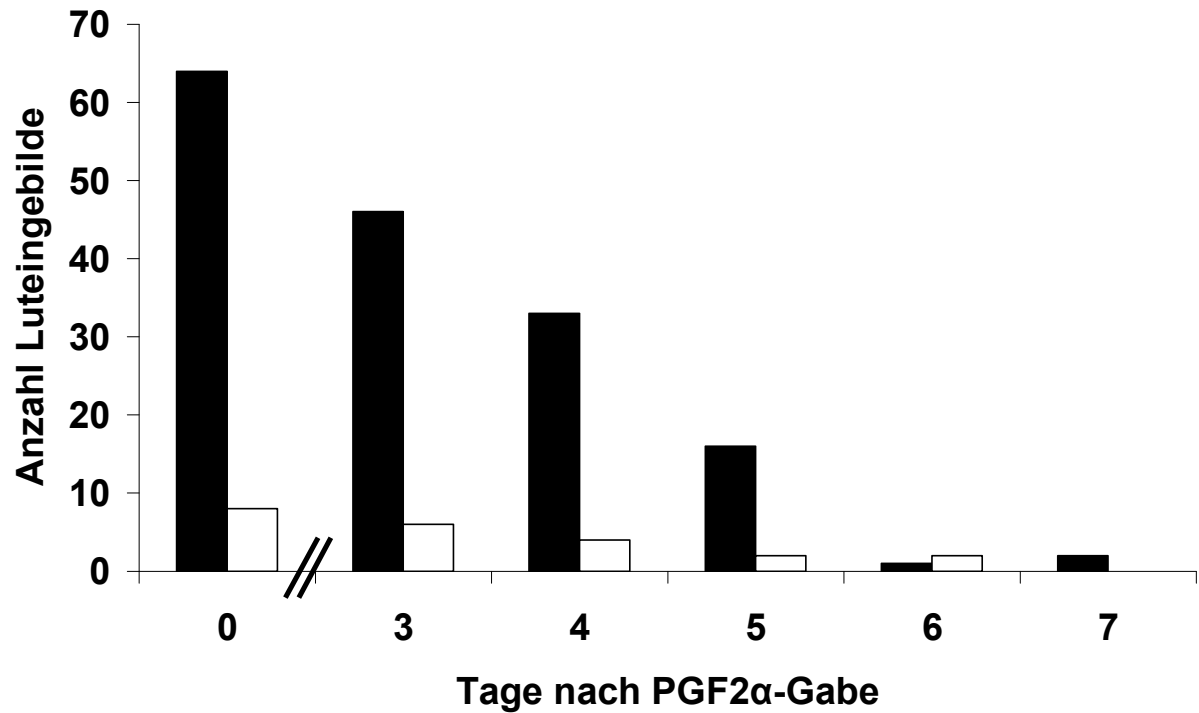


Abb. 10: Anzahl der Gelbkörper mit Hohlraum mit einer Wanddicke ≥ 4 mm (schwarze Säulen) gegenüber Follikel-Luteinzysten mit einer Wanddicke < 4 mm (weisse Säulen) von gesamthaft 107 Luteingebilden über die Tage 0 bis 7 (Definition 1).

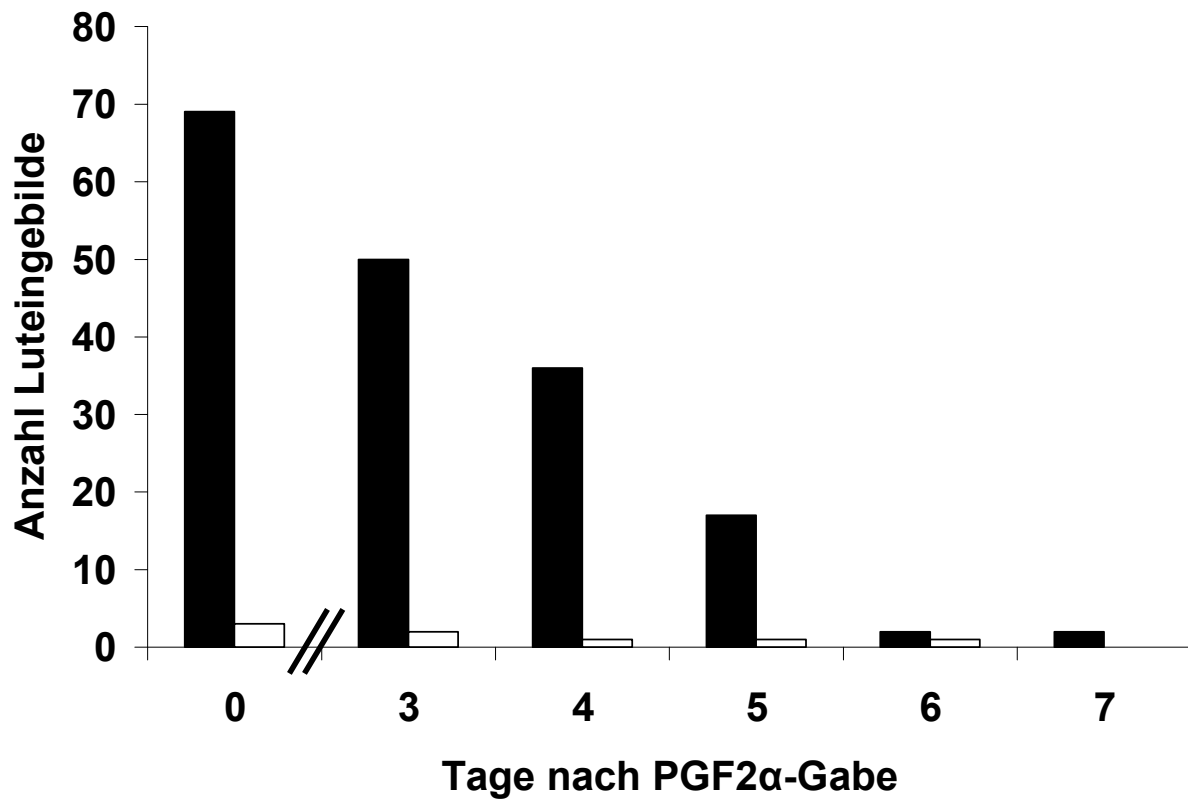


Abb. 11: Anzahl der Gelbkörper mit Hohlraum mit einer Wanddicke ≥ 2 mm (schwarze Säulen) gegenüber Follikel-Luteinzysten mit einer Wanddicke < 2 mm (weisse Säulen) von gesamthaft 107 Luteingebilden über die Tage 0 bis 7 (Definition 2).

6.1.1.1 Vergleich der verschiedenen Luteingebilde am Tag 0

Im ultrasonographischen Bild wurden die verschiedenen Luteingebilde (n = 107) in ihrer maximalen Ausdehnung ausgemessen und der Durchschnitt der errechneten Flächen von jeweils einer Luteingewebsform am Tag der Verabreichung von PGF2 α , also am Tag 0, mit dem einer anderen Luteingewebsform verglichen. Tabelle 2 zeigt die durchschnittlichen Flächen der verschiedenen Luteingebilde. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit gleichen Indizes gekennzeichnet und nachfolgend nochmals im Text erwähnt.

Der Vergleich der Längen, Breiten und Volumina der verschiedenen Luteingebilde ist in der Tabelle 19 im Anhang dargestellt.

Tab. 2: Vergleich der Flächen **a** zwischen kompakten Gelbkörpern (kompakte C.I.: n = 35), Luteingebilden mit Hohlraum (Lutgeb mit Hr: n = 72), Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 (C.I. mit und ohne Hr Def 1: n = 94 und Def 2: n = 98), Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 (C.I. mit Hr Def 1: n = 64 und Def 2: n = 69) und Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und Definition 2 (Foll-Lutzyste Def 1: n = 8 und Def 2: n = 3) am Tag 0. Die Ergebnisse sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) dargestellt (t-Test).

| | Kompakte C.I. | Lutgeb mit Hr | C.I. mit und ohne Hr Def 1 | C.I. mit und ohne Hr Def 2 | C.I. mit Hr Def 1 | C.I. mit Hr Def 2 | Foll-Lutzyste Def 1 | Foll-Lutzyste Def 2 |
|---------------------------|---|--------------------|--|--|---|--|--|--|
| a C.I. (mm ²) | 1532.7 \pm 126.16^a | 1515.5 \pm 67.41 | 1596.4 \pm 58.85^b | 1553.6 \pm 59.42^c | 1630.2 \pm 60.7^d | 1564.0 \pm 63.99^e | 598.3 \pm 119.83^{a,b,d} | 402.1 \pm 152.09^{a,c,e} |

a, b, c, d, e Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

6.1.1.2 Luteingewebsflächen der Luteingebilde am Tag 0

In Abbildung 12 sind die Luteingewebsflächen der verschiedenen Luteingebilde im Vergleich dargestellt. Die Flächen der Hohlräume sind nicht miteingeschlossen.

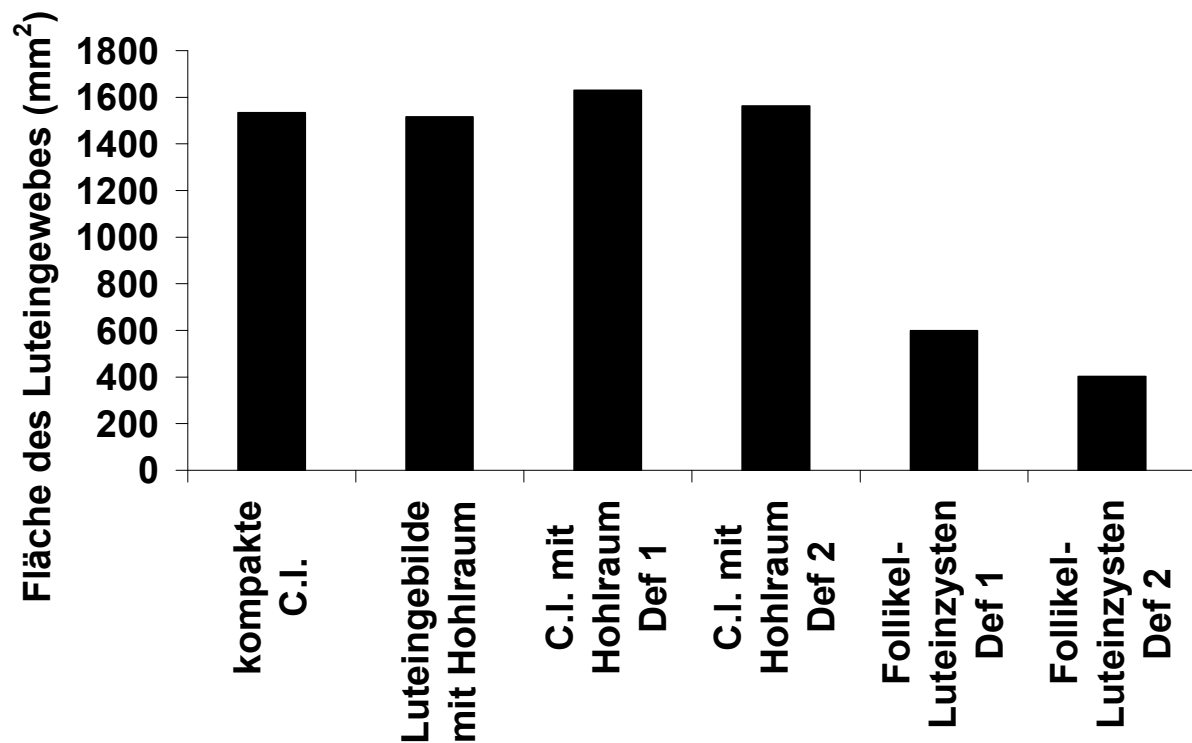


Abb. 12: Durchschnitt der grössten ermittelten Flächen a (mm²) der verschiedenen Luteingebilde im Vergleich.

6.1.1.2.1 Luteingewebsfläche der Gelbkörper mit und ohne Hohlraum und Follikel-Luteinzysten

Die durchschnittliche Fläche des Luteingewebes von Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum mit einer Wanddicke ≥ 4 mm (Definition 1, $n = 99$) war mit $a = 1596.4 \pm 58.85 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) grösser als diejenige von Follikel-Luteinzysten ($n = 8$) mit $a = 652.4 \pm 123.49 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$, $P \leq 0.01$).

Gemäss Definition 2, nach der Gelbkörper mit Hohlraum eine Wanddicke ≥ 2 mm aufweisen, unterschied sich die durchschnittliche Fläche des Luteingewebes der Gelbkörper mit und ohne Hohlraum ($n = 104$) mit $a = 1553.6 \pm 59.42 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) ebenfalls signifikant von derjenigen der Follikel-Luteinzysten ($n = 3$) mit $a = 402.1 \pm 152.09 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$, $P \leq 0.01$).

6.1.1.2.2 Luteingewebsfläche der kompakten Gelbkörper und Follikel-Luteinzysten

Mit $a = 1532.7 \pm 126.16 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) war die durchschnittliche Fläche des Luteingewebes von kompakten Gelbkörpern ($n = 35$) signifikant unterschiedlich zu derjenigen von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 ($n = 8$) mit $a = 652.4 \pm 123.49 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$, $P \leq 0.01$).

Ebenfalls ein signifikanter Unterschied konnte zwischen der durchschnittlichen Fläche des Luteingewebes von kompakten Gelbkörpern ($n = 35$) mit $a = 1532.7 \pm 126.16 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) und derjenigen von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 ($n = 3$) mit $a = 402.1 \pm 152.09 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) ermittelt werden ($P \leq 0.05$).

6.1.1.2.3 Luteingewebsfläche der Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten

Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 ($n = 8$) waren in der Fläche des Luteingewebes mit $a = 652.4 \pm 123.49 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) kleiner als Gelbkörper mit Hohlraum ($n = 64$) mit $a = 1630.2 \pm 60.7 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$, $P \leq 0.01$).

Gemäss Definition 2 unterschied sich die Fläche des Luteingewebes der Gelbkörper mit Hohlraum ($n = 69$) mit $a = 1564.0 \pm 63.99 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) ebenfalls signifikant von derjenigen der Follikel-Luteinzysten ($n = 3$) mit $a = 402.1 \pm 152.09 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$, $P \leq 0.01$).

6.1.1.3 Veränderungen an den Luteingebilden zwischen Tag 0 und 4

Die Flächenveränderung der verschiedenen Luteingebilde zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Gabe von $\text{PGF2}\alpha$ wurde in den Abbildungen 13 bis 17 dargestellt. Miteinbezogen wurden nur Luteingebilde, die bis zum Tag 4 ultrasonographisch darstellbar waren ($n = 64$).

Während die Fläche der kompakten Gelbkörper und der Gelbkörper mit Hohlraum zwischen Tag 0 und Tag 3 signifikant ($P \leq 0.01$) abnahm, veränderte sie sich bei den Follikel-Luteinzysten kaum.

Die Veränderung des Volumens der verschiedenen Luteingebilde ist in den Abbildungen 45 bis 48 im Anhang dargestellt.

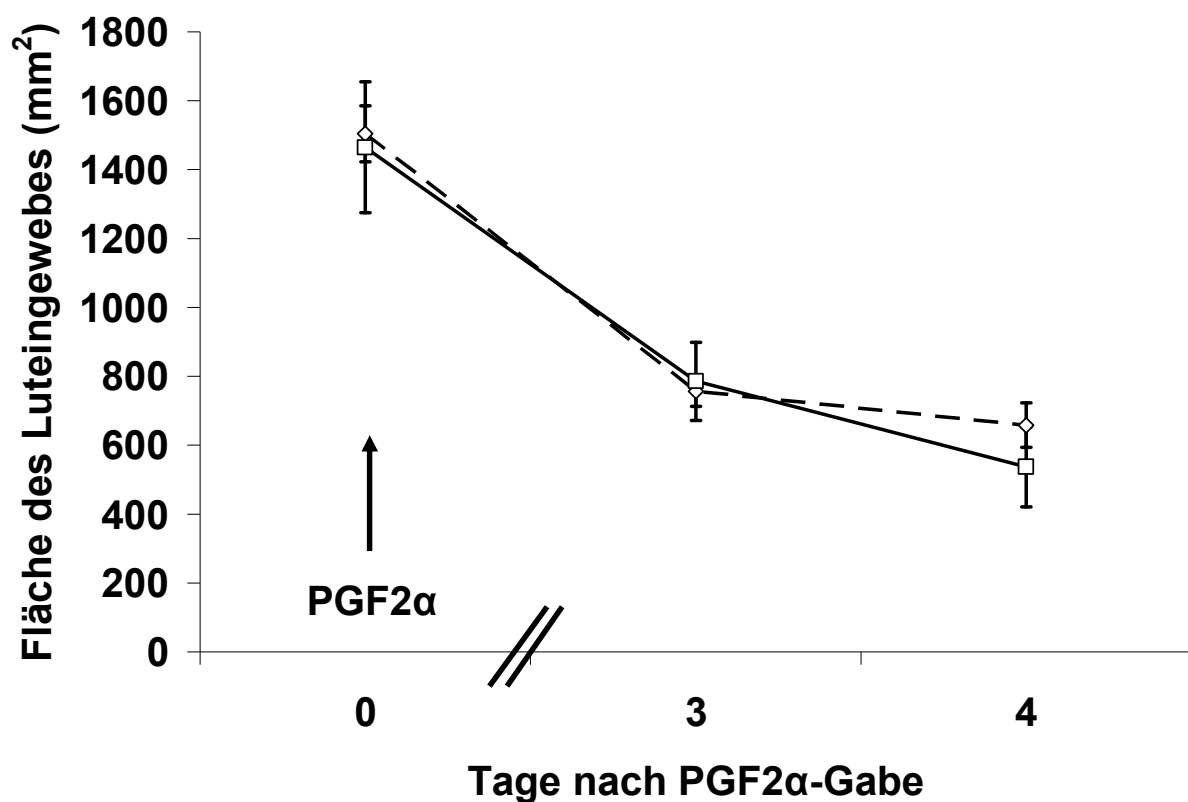


Abb. 13: Veränderung der Fläche a (mm²) von kompakten Gelbkörpern (—□—, $n = 12$) und Luteingebilden mit Hohlraum (-◇-, $n = 52$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ am Tag 0 (ANOVA).

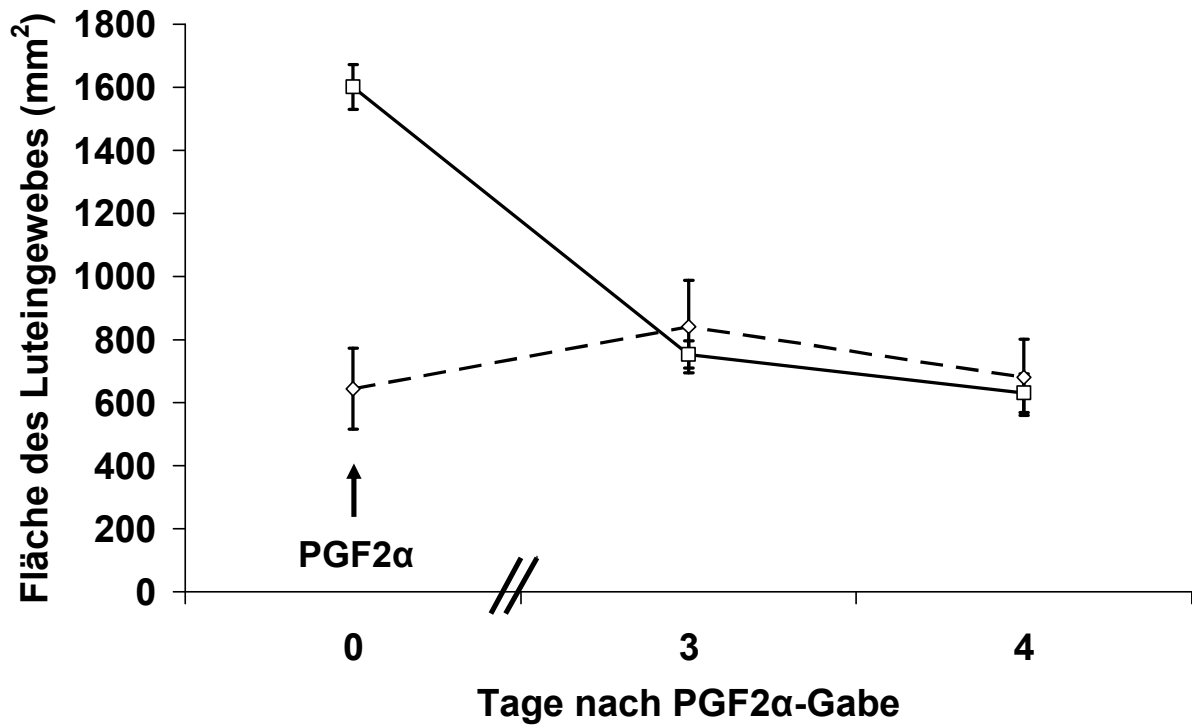


Abb. 14: Veränderung der Fläche a (mm²) von Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 1 ($\text{—}\square\text{—}$, $n = 57$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 ($\text{—}\diamond\text{—}$, $n = 7$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

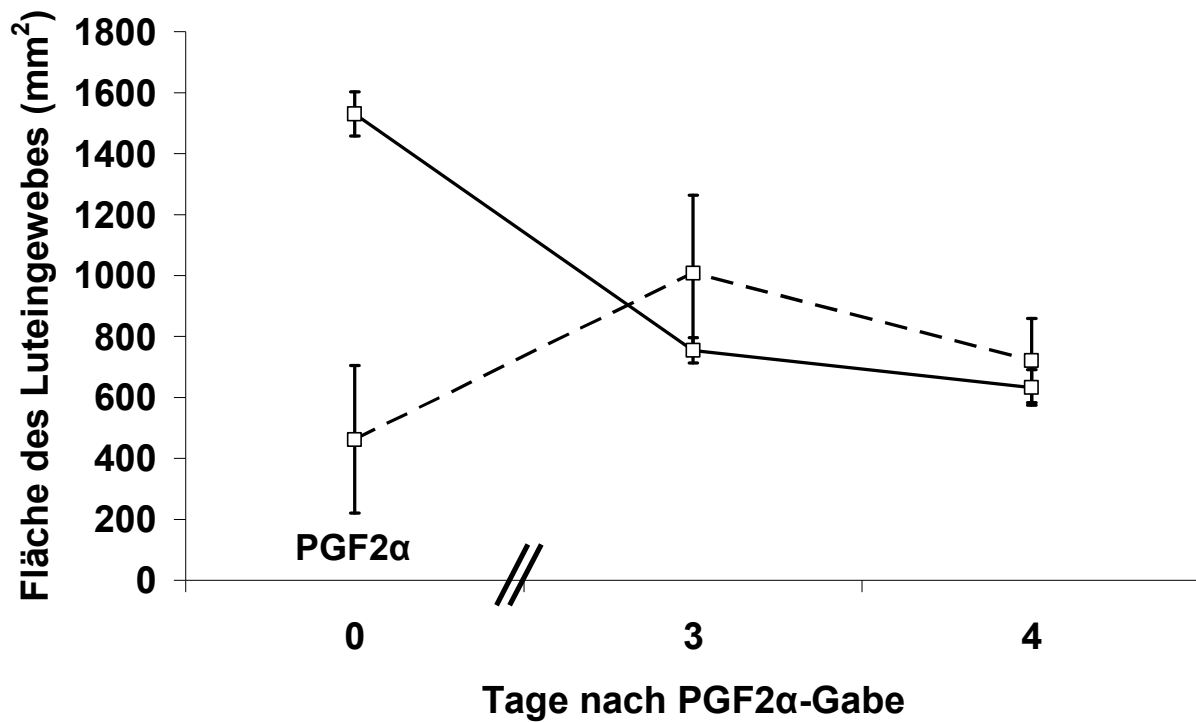


Abb. 15: Veränderung der Fläche a (mm^2) von Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 2 ($\text{—}\square\text{—}$, $n = 62$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 ($\text{--}\diamond\text{--}$, $n = 2$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

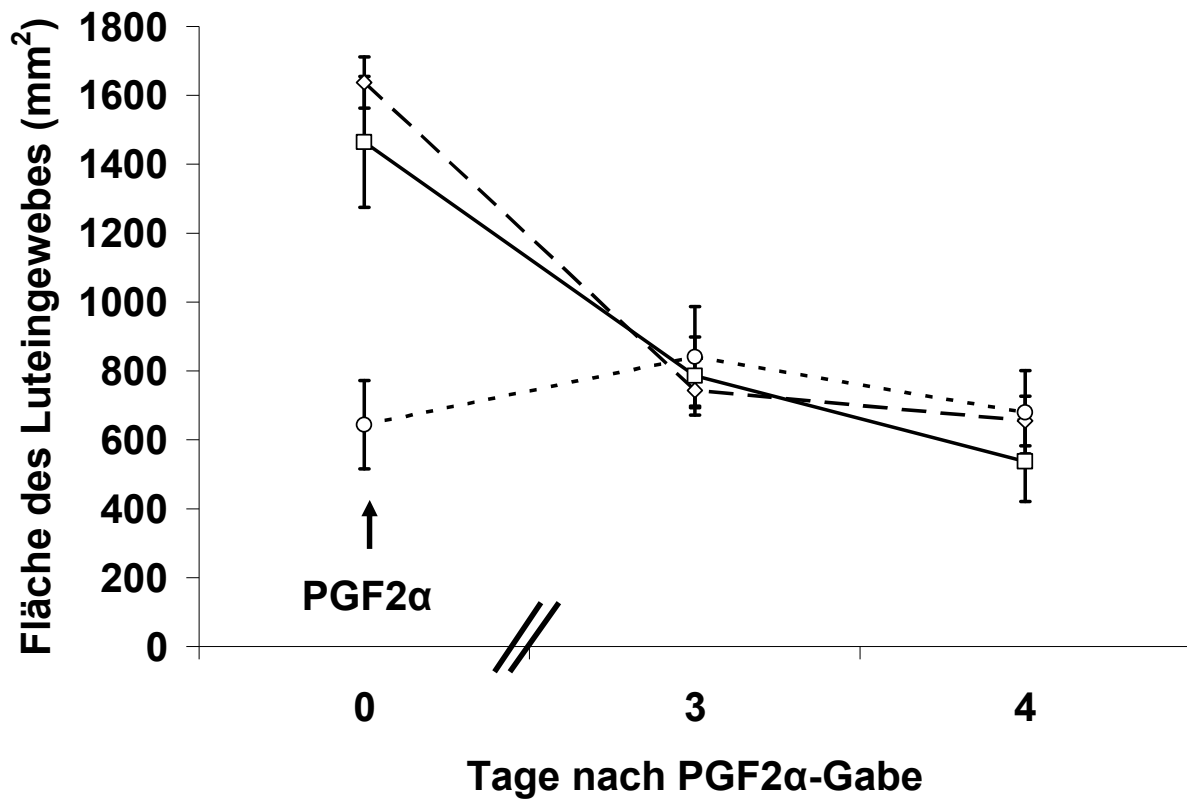


Abb. 16: Veränderung der Fläche a (mm²) von kompakten Gelbkörpern ($\text{—}\square\text{—}$, $n = 12$), von Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 ($\text{--}\diamond\text{--}$, $n = 45$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 ($\cdot \circ \cdot$, $n = 7$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

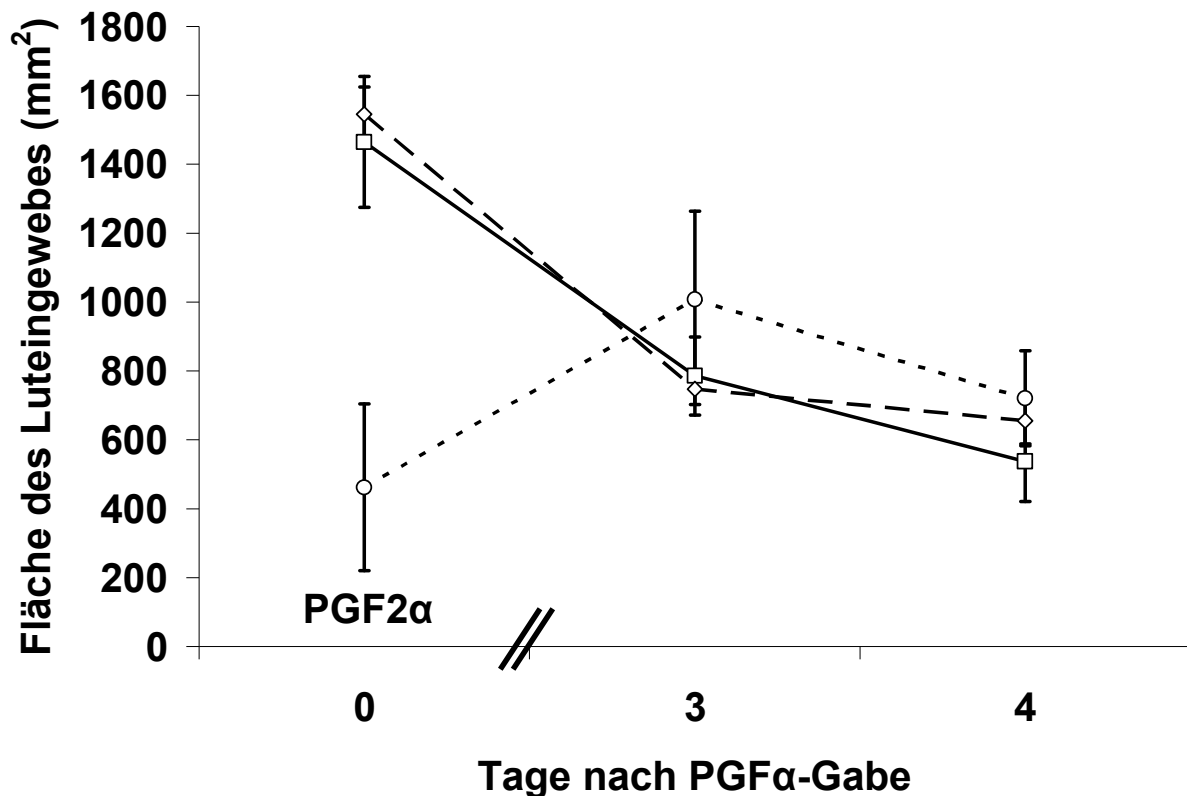


Abb. 17: Veränderung der Fläche a (mm²) von kompakten Gelbkörpern ($\text{—}\square\text{—}$, $n = 12$), von Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 2 ($\text{—}\diamond\text{—}$, $n = 50$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 ($\cdot \circ \cdot$, $n = 2$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

Zusätzlich wurde die Veränderung der durchschnittlichen Luteingewebsfläche zwischen Tag 0 und Tag 4 nach den einzelnen Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und gemäss Definition 2 aufgetrennt betrachtet. Dabei konnte eine hohe Variabilität im Verlauf der Luteingewebsflächen festgestellt werden. Bei der Hälfte der Kühe mit sogenannten Follikel-Luteinzysten mit einer Wanddicke < 4 mm (Definition 1, $n = 8$) konnte nach Tag 4 ultrasonographisch kein Luteingewebe mehr dargestellt werden, während bei den übrigen Kühen die Follikel-Luteinzysten bis zum Tag 7 nachweisbar waren. Bei Kühen mit Follikel-Luteinzysten mit einer Wanddicke < 2 mm (Definition 2, $n = 3$) konnte Luteingewebe nur in einem Fall über den Tag 4 hinaus ultrasonographisch festgestellt werden.

6.1.2 Hohlraum der Luteingebilde

6.1.2.1 Vergleich der Hohlräume der Luteingebilde am Tag 0

Es wurden die Flächen der Hohlräume ($n = 72$) am Tag der Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$, also am Tag 0, miteinander verglichen. Tabelle 3 zeigt die Flächen der Hohlräume der Luteingebilde. Statistisch signifikante Unterschiede sind durch gleiche Indizes gekennzeichnet und nachfolgend nochmals im Text erwähnt.

Der Vergleich der Hohlraumlängen, -breiten und -volumina der verschiedenen Luteingebilde ist in der Tabelle 20 im Anhang dargestellt.

Tab. 3: Vergleich der Flächen a_H der Hohlräume zwischen Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 (C.l. mit Hr Def 1: $n = 64$ und Def 2: $n = 69$) und Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und Definition 2 (Foll-Lutzyste Def 1: $n = 8$ und Def 2: $n = 3$) am Tag 0. Die Ergebnisse sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm \text{SF}$) dargestellt (t-Test).

| | C.l. mit Hr | C.l. mit Hr | Foll- Lutzyste | Foll- Lutzyste |
|----------------------------|---|---|---|--|
| | Def 1 | Def 2 | Def 1 | Def 2 |
| a Hr (mm ²) | 398.5 \pm 50.71^a | 515.7 \pm 83.65^b | 2384.8 \pm 572.38^a | 2958.9 \pm 1014.90^b |

^{a, b} Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

6.1.2.2 Fläche des Hohlraums

6.1.2.2.1 Hohlraumfläche der Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten

Die Hohlräume von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 mit einer Fläche von $a = 2384.8 \pm 572.38 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) waren im Ultraschallbild signifikant grösser als diejenigen von Gelbkörpern mit Hohlraum mit einer Fläche von $a = 398.5 \pm 50.71 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$, $P \leq 0.01$).

Die Hohlräume von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 mit $a = 2958.9 \pm 1014.90 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$) zeigten ebenfalls eine signifikant grössere Fläche als diejenigen von Gelbkörpern mit Hohlraum mit $a = 515.7 \pm 83.65 \text{ mm}^2$ ($\bar{x} \pm \text{SF}$, $P \leq 0.01$).

6.1.2.3 Veränderungen an den Hohlräumen der Luteingebilde zwischen Tag 0 und 4

Die Flächenveränderungen der Hohlräume von Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Gabe von $\text{PGF2}\alpha$ wurden in den Abbildungen 18 und 19 dargestellt. Miteinbezogen wurden nur Luteingebilde mit Hohlraum, die bis zum Tag 4 ultrasonographisch darstellbar waren ($n = 34$).

Die Veränderung des Hohlraumvolumens von Gelbkörpern und Follikel-Luteinzysten ist in den Abbildungen 49 und 50 im Anhang dargestellt.

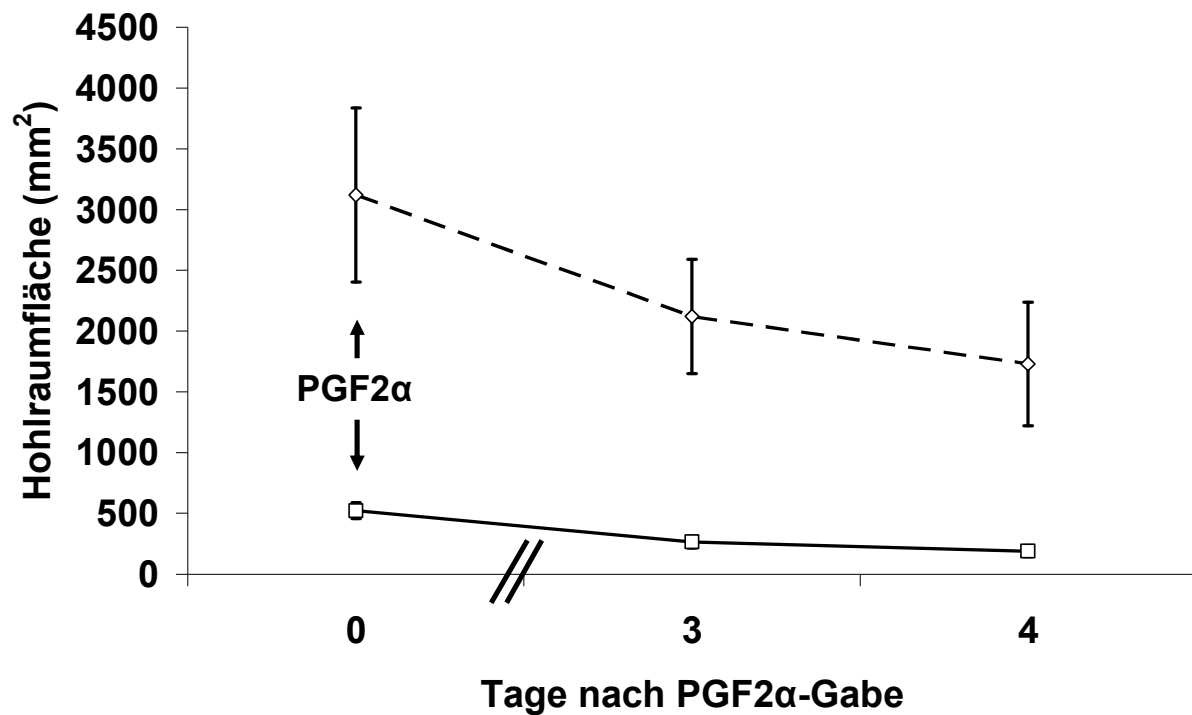


Abb. 18: Veränderung der Hohlraumfläche a_H (mm^2) von Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 ($-\square-$, $n = 29$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 ($-\diamond-$, $n = 5$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ am Tag 0 (ANOVA).

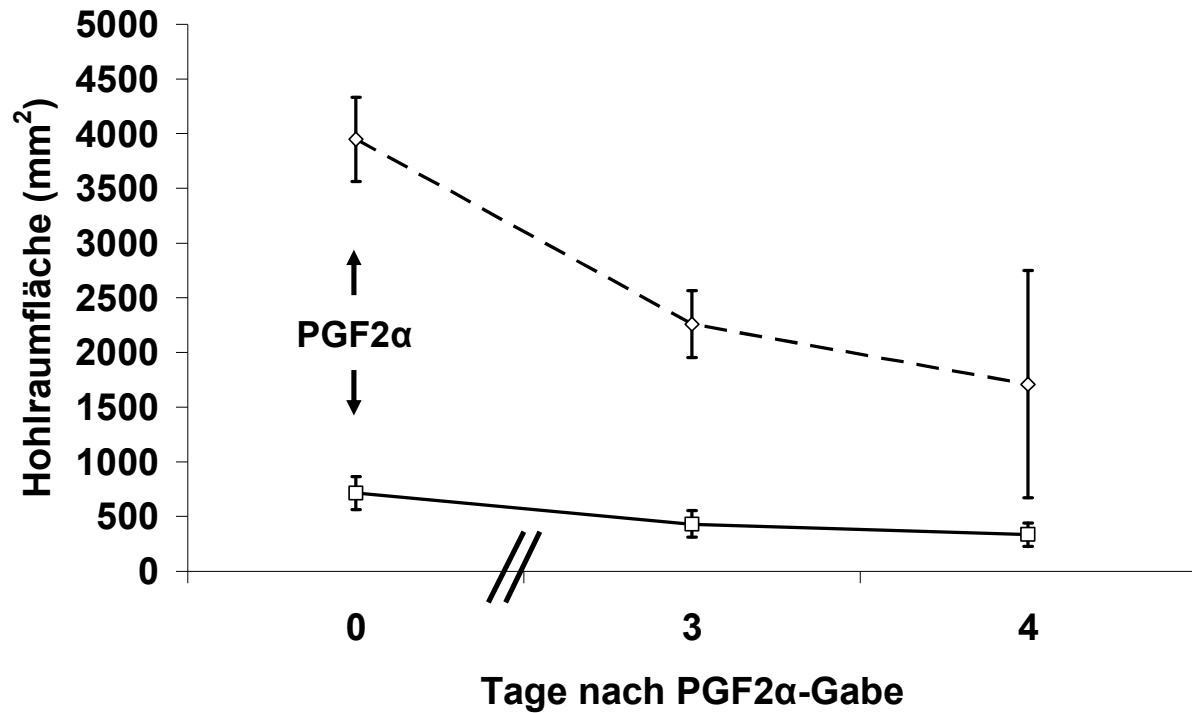


Abb. 19: Veränderung der Hohlraumfläche a_H (mm²) von Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 2 (\square , n = 32) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 (\diamond , n = 2) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

6.1.3 Blutprogesteronkonzentration

6.1.3.1 Vergleich der Blutprogesteronkonzentration von Kühen mit verschiedenen Luteingebilden am Tag 0

Es wurden die Blutprogesteronwerte von Kühen mit verschiedenen Luteingebilden am Tag der Verabreichung von PGF2 α , also am Tag 0, miteinander verglichen.

In Tabelle 4 sind die Blutprogesteronkonzentrationen von Kühen mit verschiedenen Luteingebilden dargestellt. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit gleichen Indizes gekennzeichnet und nachfolgend nochmals im Text erwähnt.

Tab. 4: Vergleich der Blutprogesteronkonzentration \bar{c} zwischen Kühen mit kompakten Gelbkörpern (kompakte C.l.: $n = 35$), Luteingebilden mit Hohlraum (Lutgeb mit Hr: $n = 72$), Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 (C.l. mit und ohne Hr Def 1: $n = 64$ und Def 2: $n = 98$), Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 (C.l. mit Hr Def 1: $n = 64$ und Def 2: $n = 69$) und Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und Definition 2 (Foll-Lutzyste Def 1: $n = 8$ und Def 2: $n = 3$) am Tag 0. Die Ergebnisse sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) dargestellt (t-Test).

| | Kompakte C.l. | Lutgeb mit Hr | C.l. mit und ohne Hr Def 1 | C.l. mit und ohne Hr Def 2 | C.l. mit Hr Def 1 | C.l. mit Hr Def 2 | Foll-Lutzyste Def 1 | Foll-Lutzyste Def 2 |
|----------------|--|--|----------------------------|----------------------------|--|--|---------------------|---------------------|
| c Prog (ng/ml) | 5.1 \pm 0.70^{a,b,c} | 3.4 \pm 0.29^a | 3.9 \pm 0.31 | 3.9 \pm 0.31 | 3.3 \pm 0.30^b | 3.3 \pm 0.30^c | 4.2 \pm 1.33 | 4.4 \pm 2.06 |

^{a, b, c} Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

6.1.3.1.1 Blutprogesteronkonzentrationen von Kühen mit kompakten Gelbkörpern und Luteingebilden mit Hohlraum

Der Vergleich der Progesteronkonzentrationen im Blut zwischen Kühen mit einem kompakten Gelbkörper ($c = 5.1 \pm 0.70$ ng/ml, $\bar{x} \pm SF$) und solchen mit einem Luteingebilde mit Hohlraum ($c = 3.4 \pm 0.29$ ng/ml, $\bar{x} \pm SF$) ergab am Tag der PGF2 α -Applikation (Tag 0) signifikant höhere Werte für kompakte Gelbkörper ($P \leq 0.01$).

6.1.3.1.2 Blutprogesteronkonzentrationen von Kühen mit kompakten Gelbkörpern und Gelbkörpern mit Hohlraum

Die Progesteronkonzentrationen im Blut unterschieden sich signifikant zwischen Kühen mit einem kompakten Gelbkörper ($c = 5.1 \pm 0.70$ ng/ml, $\bar{x} \pm SF$) und solchen mit einem Gelbkörper mit Hohlraum mit einer Wanddicke ≥ 4 mm ($c = 3.3 \pm 0.30$ ng/ml, $\bar{x} \pm SF$) und ergab höhere Werte für kompakte Gelbkörper ($P \leq 0.01$).

Auch der Vergleich der Progesteronkonzentrationen im Blut zwischen Kühen mit einem kompakten Gelbkörper ($c = 5.1 \pm 0.70$ ng/ml, $\bar{x} \pm SF$) und solchen mit einem Gelbkörper mit Hohlraum mit einer Wanddicke ≥ 2 mm ($c = 3.3 \pm 0.30$ ng/ml, $\bar{x} \pm SF$) ergab signifikant höhere Werte für kompakte Gelbkörper ($P \leq 0.01$).

6.1.3.2 Veränderungen der Blutprogesteronkonzentrationen von Kühen mit verschiedenen Luteingebilden zwischen Tag 0 und 6

Die Veränderungen der durchschnittlichen Progesteronwerte im Blut von Kühen mit verschiedenen Luteingebilden zwischen Tag 0 und Tag 6 nach Gabe von PGF2 α wurden in den Abbildungen 20 bis 25 dargestellt. Miteinbezogen wurden nur die Progesteronwerte von Kühen, die von Tag 0 bis Tag 6 nach Verabreichung von PGF2 α ein ultrasonographisch darstellbares Luteingebilde aufwiesen (n = 29).

Zwischen Tag 0 und Tag 3 nach Gabe von PGF2 α konnte sowohl bei Kühen mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum als auch bei Kühen mit Follikel-Luteinzysten ein signifikanter Abfall der Blutprogesteronkonzentration festgestellt werden. Anschliessend blieben die Progesteronwerte konstant unter 1 ng/ml.

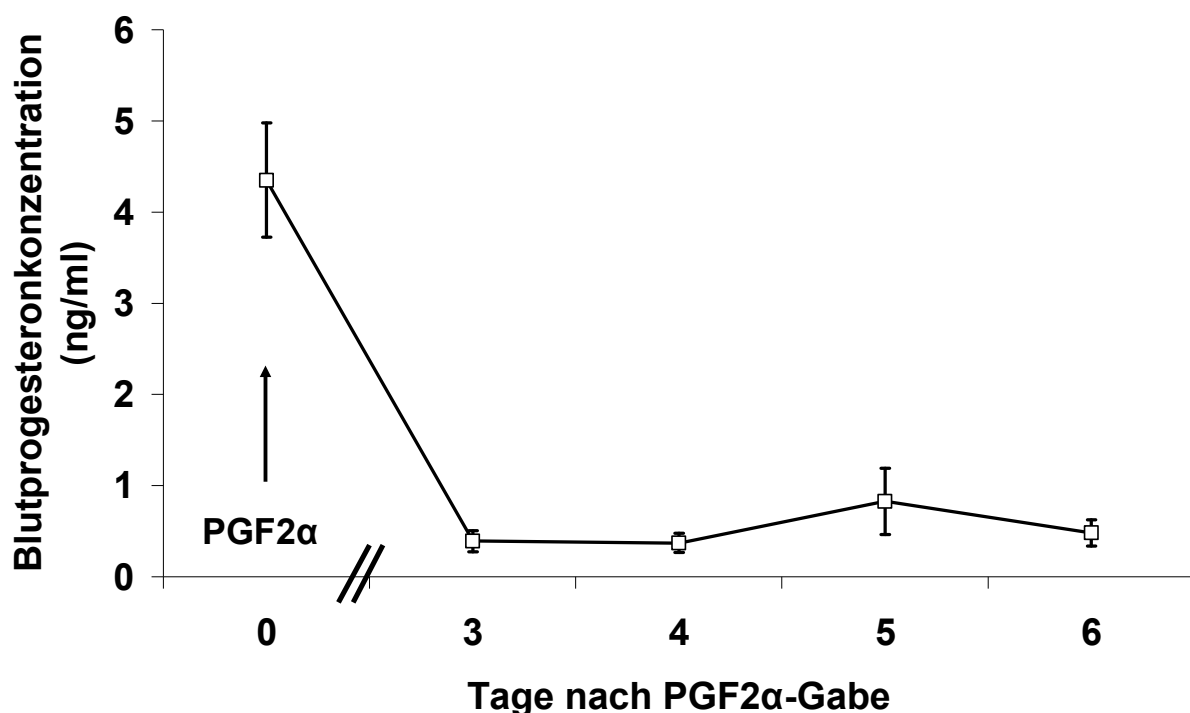


Abb. 20: Verlauf der Blutprogesteronwerte c aller Luteingebilde (ng/ml, n = 29) zwischen Tag 0 und Tag 6 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0.

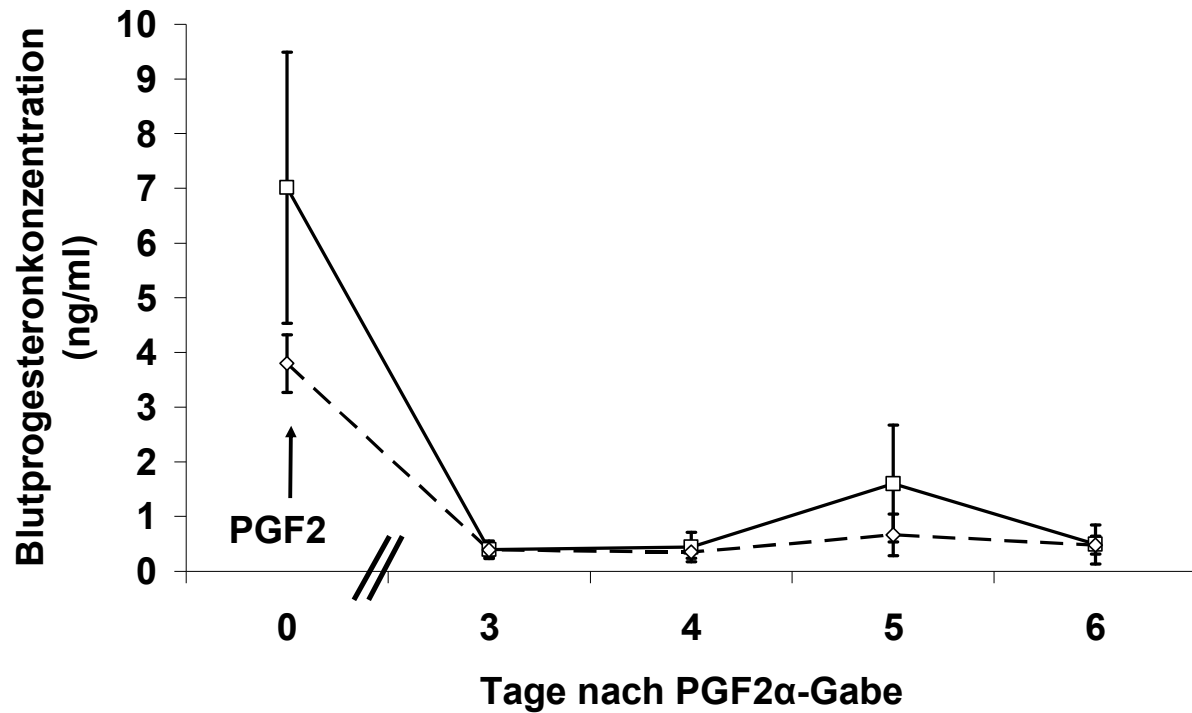


Abb. 21: Veränderung der Blutprogesteronwerte c (ng/ml) von Kühen mit kompakten Gelbkörpern ($\text{—}\square\text{—}$, $n = 5$) und von Kühen mit Luteingebilden mit Hohlraum ($\text{--}\diamond\text{--}$, $n = 24$) zwischen Tag 0 und Tag 6 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

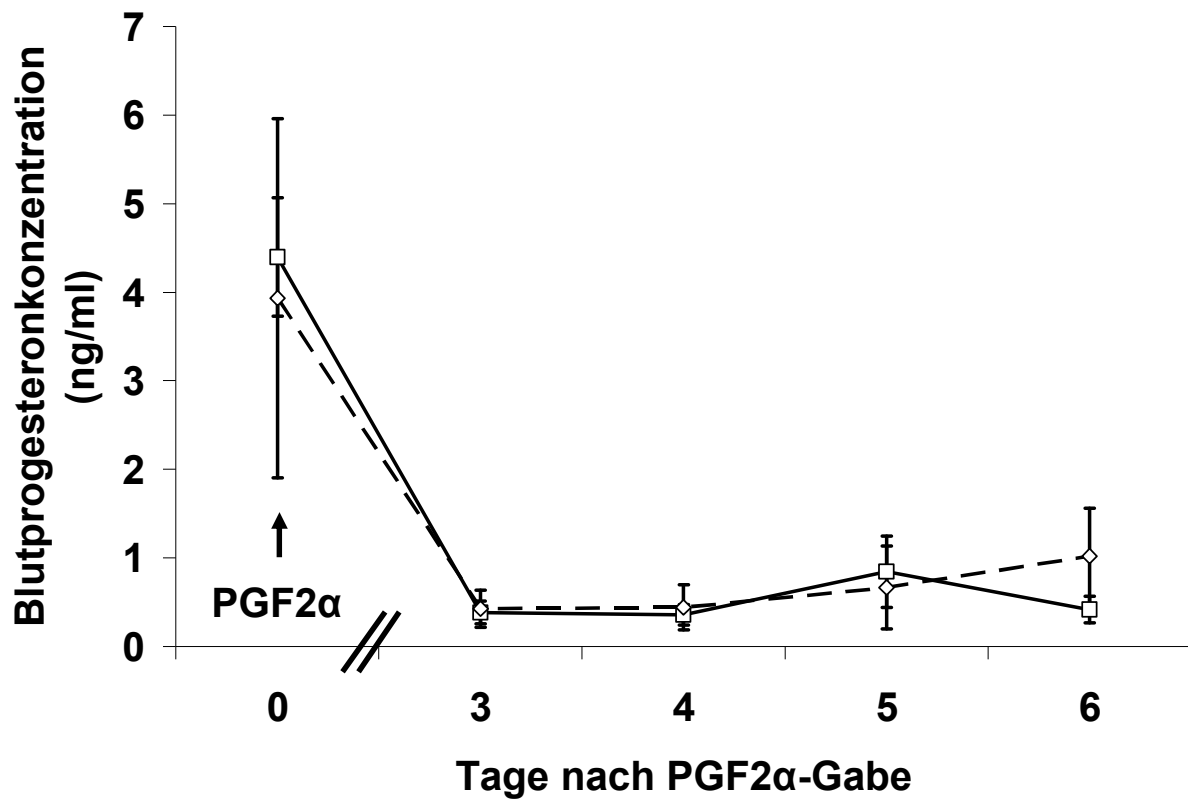


Abb. 22: Veränderung der Blutprogesteronwerte c (ng/ml) von Kühen mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 1 (—□—, n = 26) und von Kühen mit Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 (- ◇ -, n = 3) zwischen Tag 0 und Tag 6 nach Verabreichung von PGF2α am Tag 0 (ANOVA).

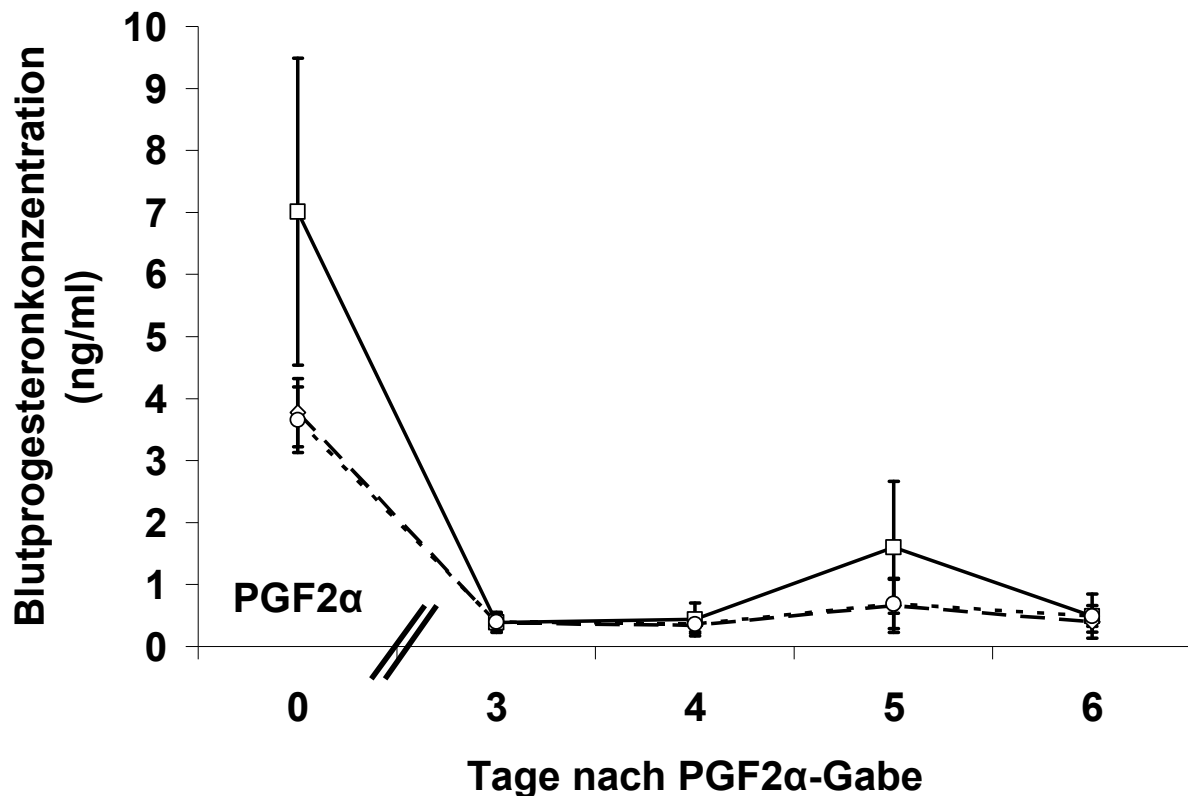


Abb. 23: Veränderung der Blutprogesteronwerte c (ng/ml) von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (—□—, n = 5), von Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 (· · ·, n = 21) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 2 (- · - ·, n = 23) zwischen Tag 0 und Tag 6 nach Verabreichung von PGF2α am Tag 0 (ANOVA).

Im Folgenden wurde die Veränderung der durchschnittlichen Progesteronkonzentration im Blut der Kühe mit Follikel-Luteinzysten zwischen Tag 0 und Tag 4 nach den einzelnen Kühen mit Follikel-Luteinzysten aufgetrennt betrachtet. Von den acht Kühen mit einer Follikel-Luteinzyste gemäss Definition 1 wiesen fünf Blutprogesteronwerte ≥ 5 ng/ml auf. Bei diesen fünf Tieren konnte zwischen Tag 0 und Tag 3 ein signifikanter Abfall der Progesteronkonzentration auf Werte < 0.5 ng/ml beobachtet werden. Die übrigen drei Tiere zeigten zwischen Tag 0 und Tag 7 langsam ansteigende Progesteronkonzentrationen, wobei ihre Ausgangswerte unter 2 ng/ml lagen. Bei allen drei Kühen mit Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 konnte ein signifikanter Abfall der Blutprogesteronkonzentration zwischen Tag 0 und Tag 3 beobachtet werden.

6.1.4 Veränderung der Progesteronkonzentration im Zusammenhang mit der Veränderung der Luteingewebsmenge

In den Abbildungen 24 bis 30 ist die Veränderung der durchschnittlichen Luteingewebsfläche der verschiedenen Luteingebilde im Vergleich zur Veränderung der durchschnittlichen Blutprogesteronkonzentration der Kühe (n = 64) nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 dargestellt. Miteingeschlossen sind nur Tiere, die von Tag 0 bis Tag 6 ein ultrasonographisch darstellbares Luteingebilde aufwiesen.

Was die Blutprogesteronkonzentration anbelangt, konnte sowohl bei Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum als auch bei Kühen mit Follikel-Luteinzysten zwischen Tag 0 und Tag 3 ein signifikanter Abfall beobachtet werden. Im Gegensatz dazu verringerte sich die Fläche des Luteingewebes nur bei Kühen mit kompakten Gelbkörpern und Gelbkörpern mit Hohlraum signifikant. Bei Kühen mit Follikel-Luteinzysten blieb die Luteingewebsfläche zwischen Tag 0 und Tag 3 konstant.

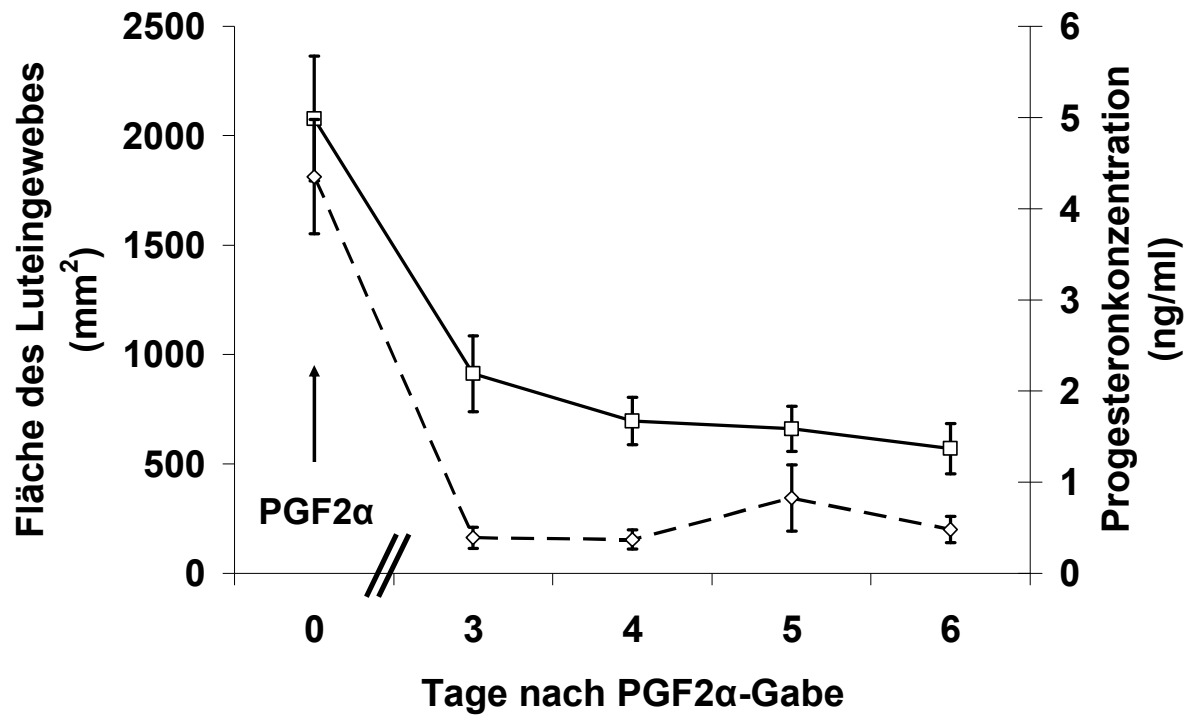


Abb. 24: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration c (ng/ml, - \diamond -) und der Luteingewebsfläche a (mm², - \square -) der Kühe ($n = 64$) zwischen Tag 0 und Tag 6 nach Verabreichung von PGF2 α .

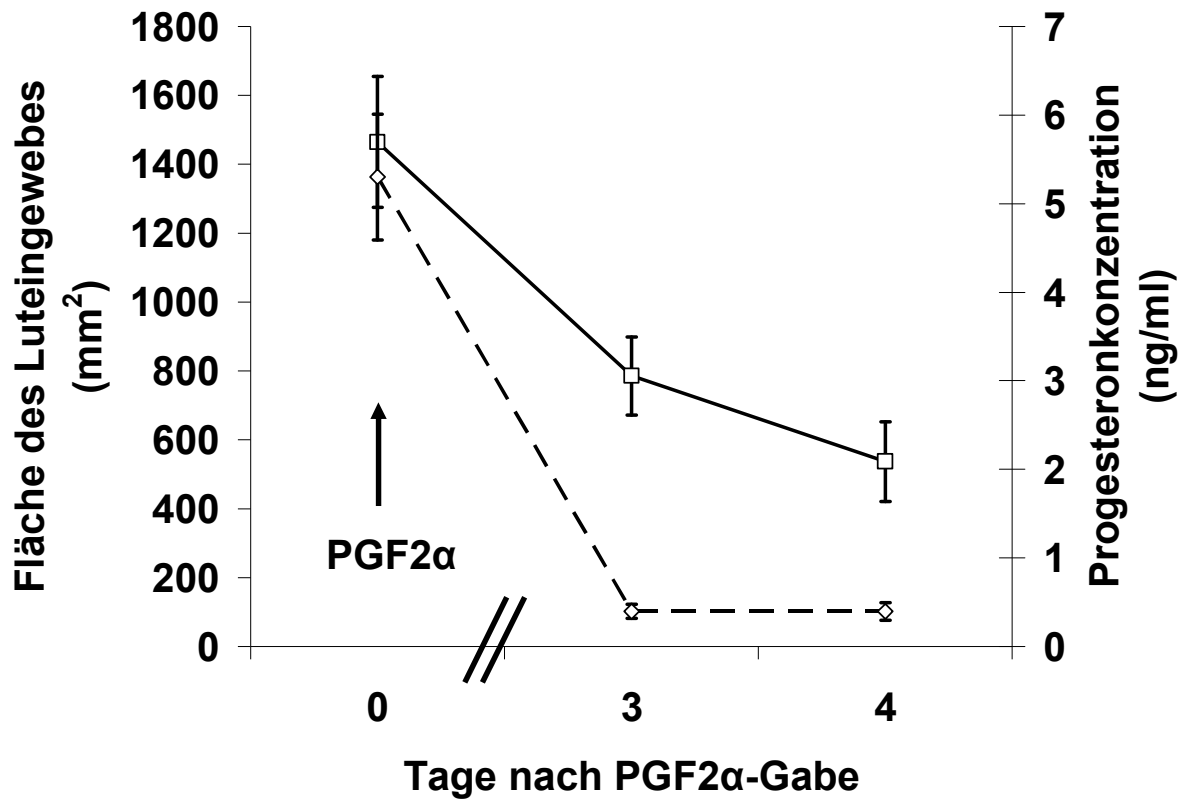


Abb. 25: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration c (ng/ml, - \diamond -) und der Luteingewebsfläche a (mm², - \square -) der Kühe mit kompakten Gelbkörpern ($n = 12$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α .

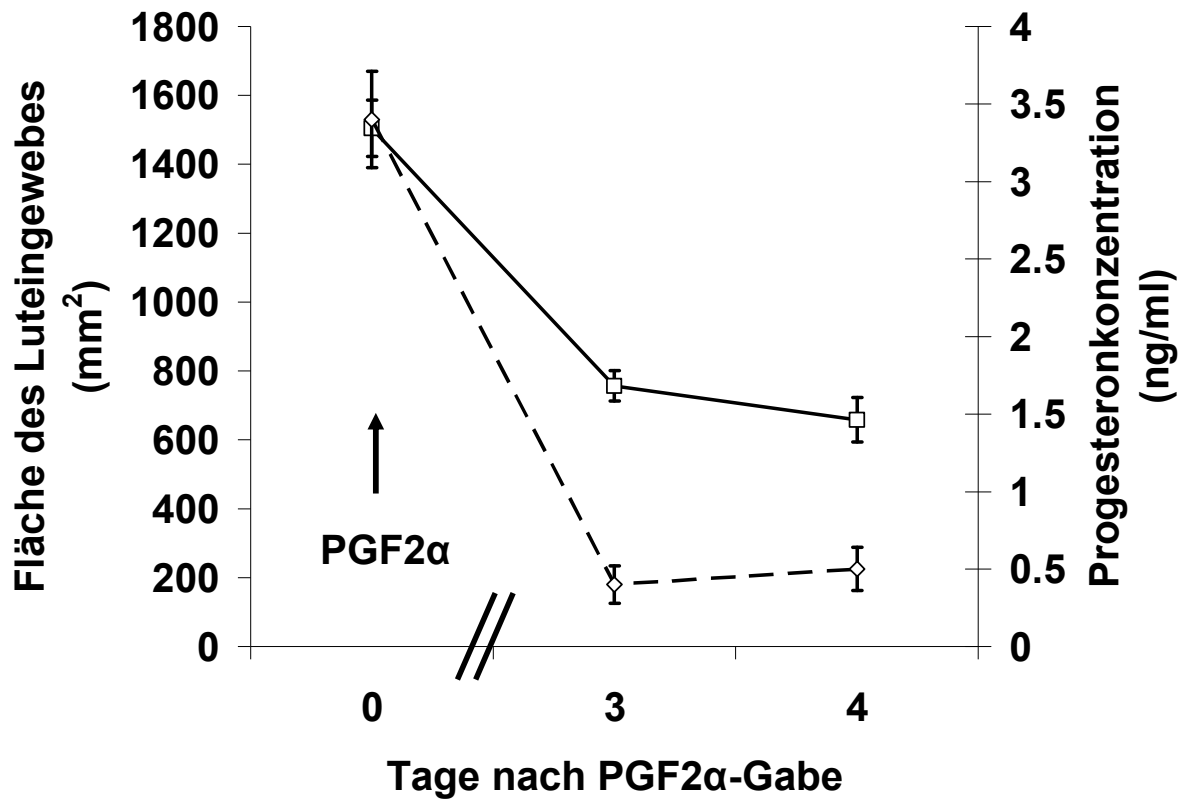


Abb. 26: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration c (ng/ml, $-\diamond-$) und der Luteingewebsfläche a (mm², $-\square-$) der Kühe mit Luteingebilden mit Hohlraum ($n = 52$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α .

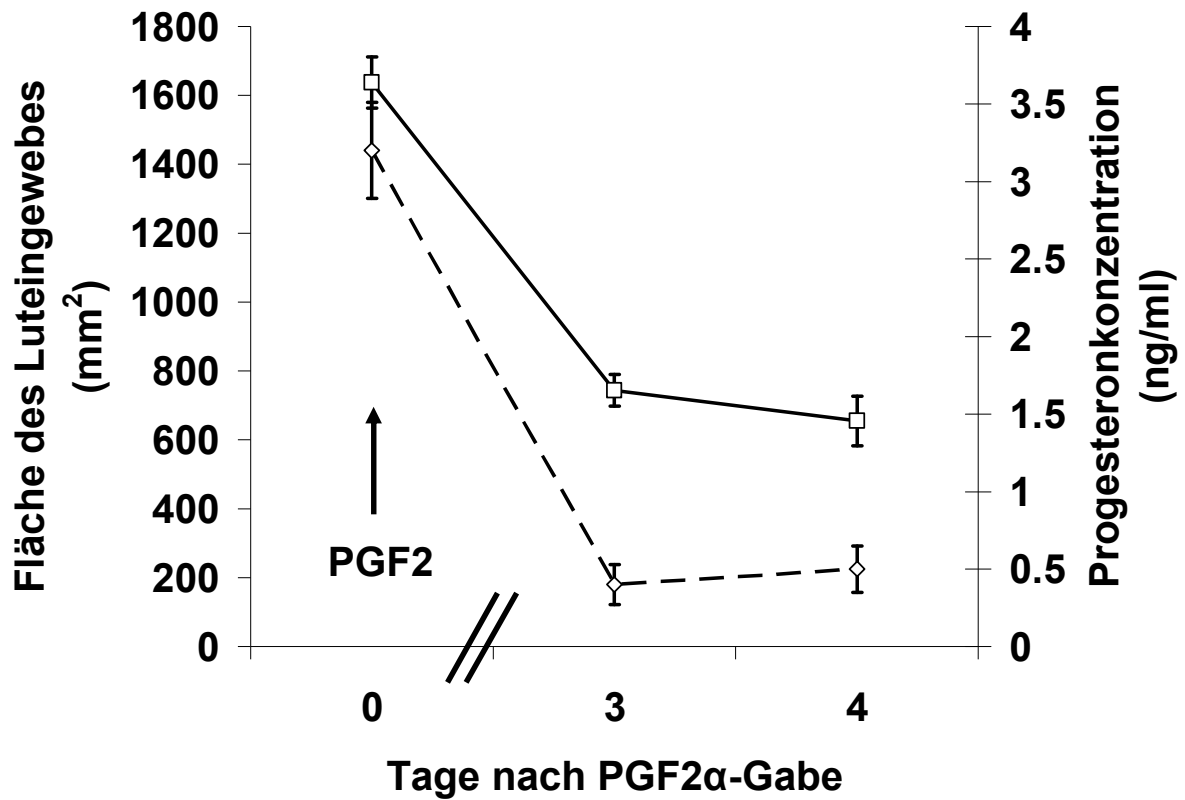


Abb. 27: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration c (ng/ml, - \diamond -) und der Luteingewebsfläche a (mm², - \square -) der Kühe mit Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 ($n = 45$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α .

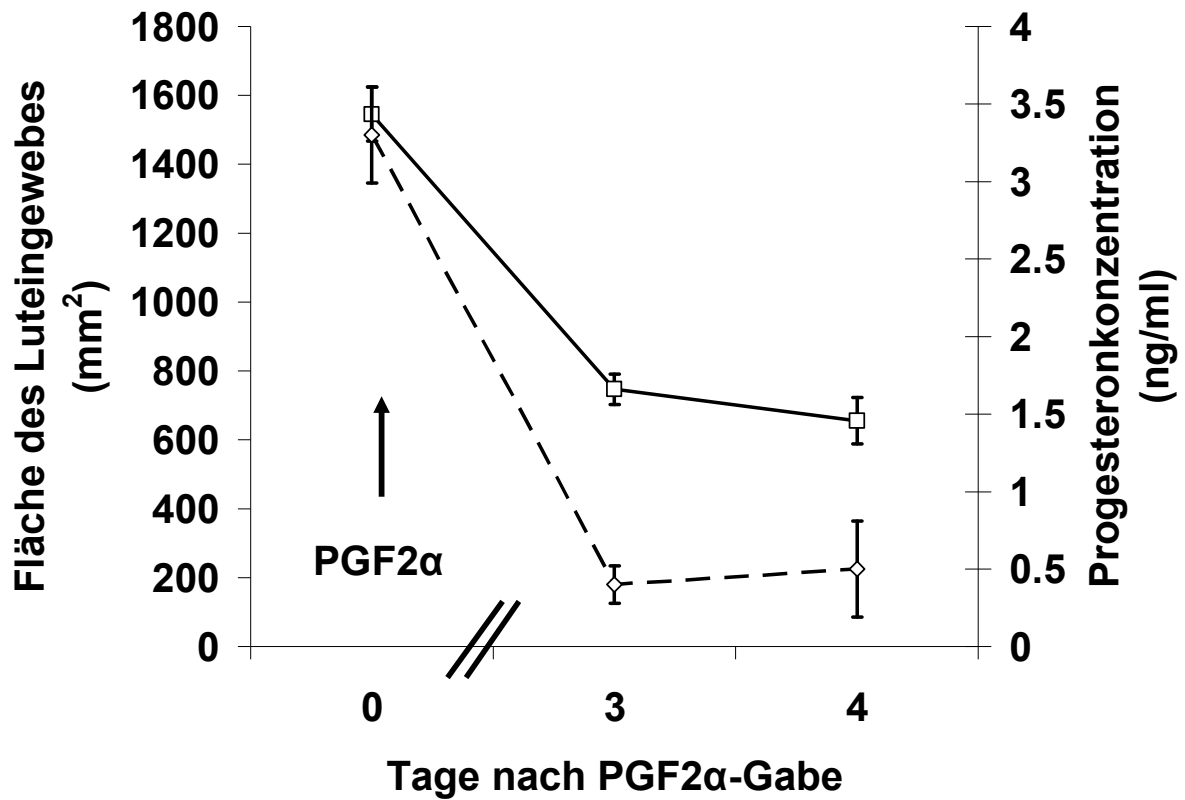


Abb. 28: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration c (ng/ml, - \diamond -) und der Luteingewebsfläche a (mm², — \square —) der Kühe mit Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 2 ($n = 50$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α .

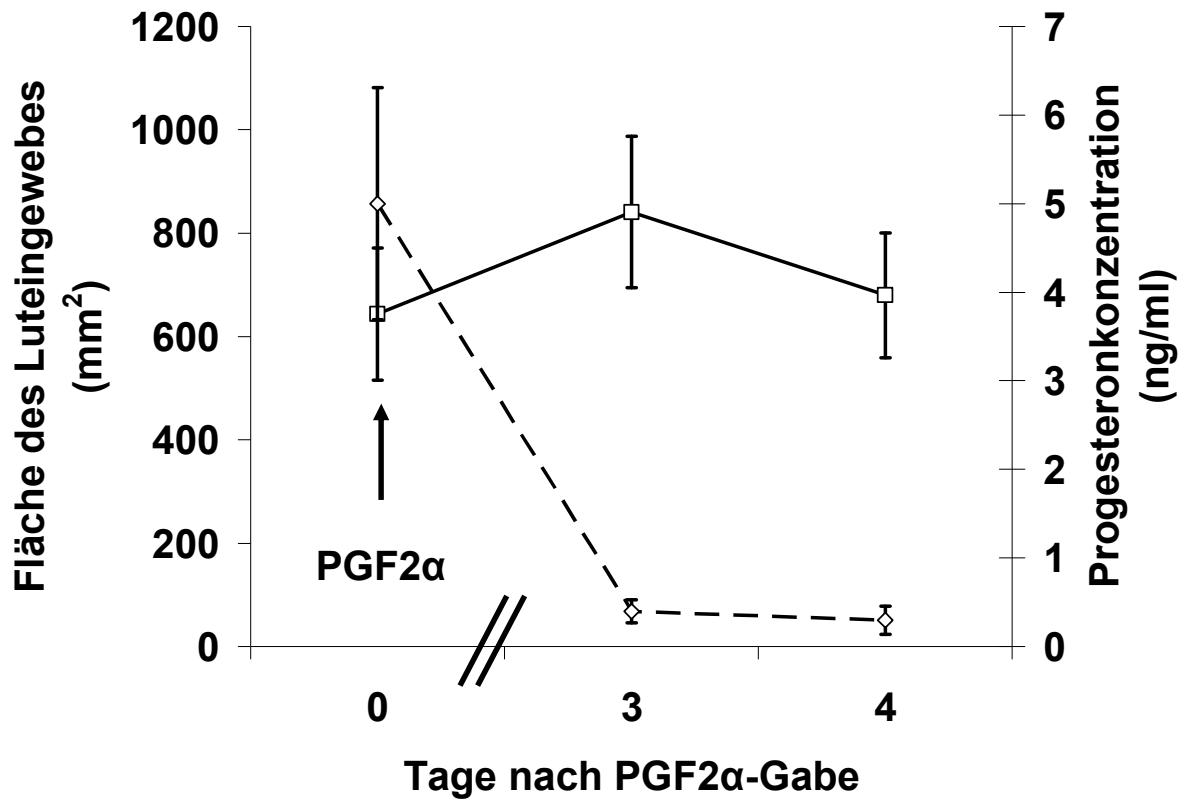


Abb. 29: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration c (ng/ml, - \diamond -) und der Luteingewebsfläche a (mm², - \square -) der Kühe mit Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 ($n = 7$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α .

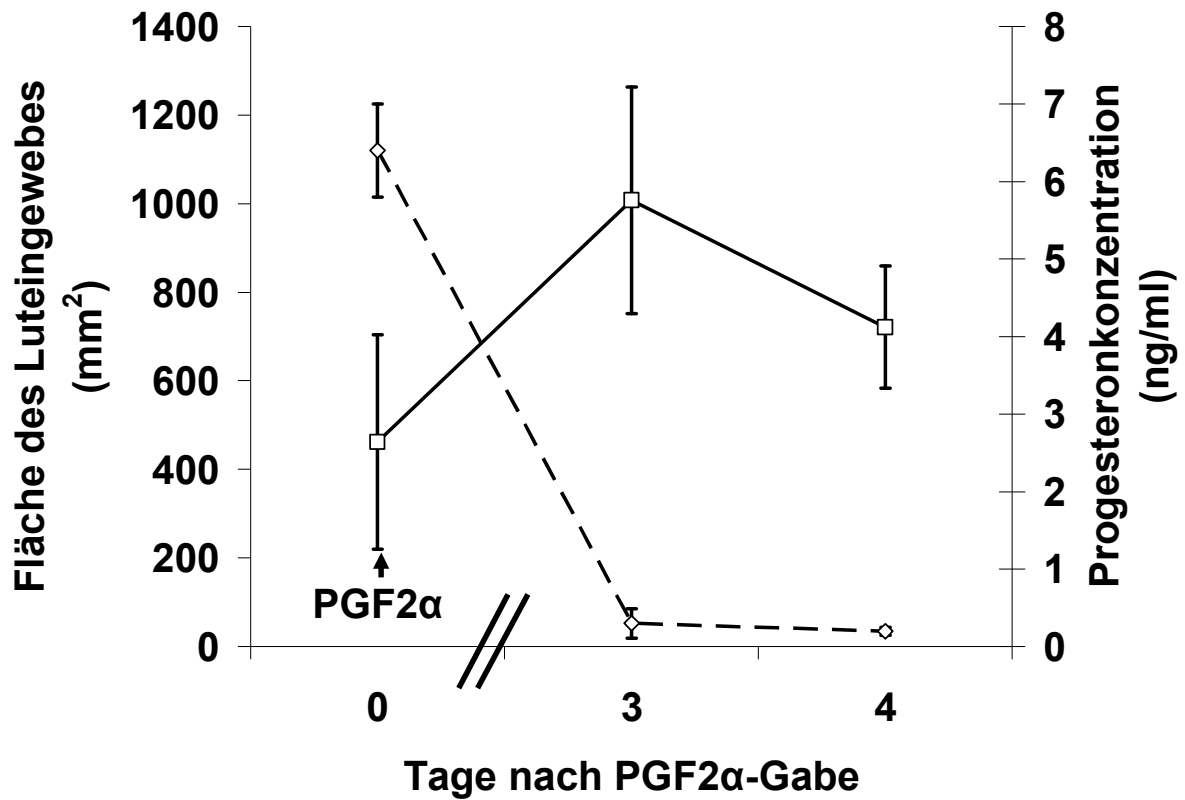


Abb. 30: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration c (ng/ml, - \diamond -) und der Luteingewebsfläche a (mm², - \square -) der Kühe mit Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 ($n = 2$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α .

6.1.5 Besamungen und Trächtigkeiten

Nach der ersten Untersuchung am Tag 0 wurde allen 101 Kühen 15 mg Luprostiol (2 ml Prosolvin®) intramuskulär verabreicht.

Von den 101 Kühen kamen innerhalb von sieben Tagen nach der Behandlung mit PGF2 α 83 in Brunst und wurden besamt. Die übrigen 18 Tiere zeigten bis zum Tag 7 keine Brunstsymptome. Die Verteilung der Besamungen der Kühe in Abhängigkeit von den verschiedenen Luteingebilden auf die Tage 3 bis 7 nach der Behandlung mit PGF2 α ist in Tabelle 5 dargestellt. Ob eine Brunst nach Verabreichung von PGF2 α einsetzte, war unabhängig vom auf den Ovarien vorhandenen Luteingebilde. Auch die Zeitdauer von der Verabreichung des PGF2 α bis zur Ovulation unterschied sich nicht signifikant zwischen Kühen mit kompakten Gelbkörpern, Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten (gemäss Definitionen 1 und 2).

Tab. 5: Verteilung der Besamungen der 83 Kühe mit den verschiedenen Luteingebilden auf die Tage 3 bis 7 nach Verabreichung von PGF2 α . Bes.: Besamungen, kompakte C.l.: kompakte Gelbkörper, Lutgeb mit Hr: Luteingebilde mit Hohlraum, C.l. mit und ohne Hr Def 1 und Def 2: Gelbkörper mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2, C.l. mit Hr Def 1 und Def 2: Gelbkörper mit Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 und Foll-Lutzysten Def 1 und Def 2: Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und Definition 2.

| Lutein- gebilde | Kühe insgesamt | Bes. Tag 3 | Bes. Tag 4 | Bes. Tag 5 | Bes. Tag 6 | Bes. Tag 7 | Bes. insgesamt |
|---|---------------------------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|---------------------------|
| alle | 101 | 21 | 36 | 14 | 10 | 2 | 83 |
| kompakte C.l. | 30 | 6 | 13 | 4 | 3 | 0 | 26 |
| Lutgeb mit Hr | 71 | 15 | 23 | 10 | 7 | 2 | 57 |
| C.l. mit und ohne Hr Def 1 | 94 | 18 | 35 | 13 | 10 | 2 | 78 |
| C.l. mit und ohne Hr Def 2 | 98 | 19 | 35 | 14 | 10 | 2 | 80 |
| C.l. mit Hr Def 1 | 64 | 12 | 22 | 9 | 7 | 2 | 52 |
| C.l. mit Hr Def 2 | 68 | 13 | 22 | 10 | 7 | 2 | 54 |
| Foll- Lutzyste Def 1 | 7 | 3 | 1 | 1 | 0 | 0 | 5 |
| Foll- Lutzyste Def 2 | 3 | 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 3 |

Von den 83 besamten Kühen waren 23 zum Zeitpunkt der ersten Trächtigkeitsuntersuchung tragend.

Die Verteilung der Trächtigkeiten in Abhängigkeit der verschiedenen Luteingebilde des vorhergehenden Zyklus auf den Ovarien der Kühe wird in Tabelle 6 dargestellt. Es konnte kein signifikanter Unterschied bezüglich Trächtigkeit zwischen Kühen mit verschiedenen Luteingebilden festgestellt werden.

Tab. 6: Verteilung der Trächtigkeiten auf Kühe mit verschiedenen Luteingebilden.
Kompakte C.l.: kompakte Gelbkörper, **Lutgeb mit Hr:** Luteingebilde mit Hohlraum, **C.l. mit und ohne Hr Def 1 und Def 2:** Gelbkörper mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2, **C.l. mit Hr Def 1 und Def 2:** Gelbkörper mit Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 und **Foll-Lutzysten Def 1 und Def 2:** Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und Definition 2.

| Luteingebilde | Anzahl besamte Kühe | Anzahl Trächtigkeiten |
|---------------------------------------|----------------------------|------------------------------|
| alle | 83 | 23 |
| kompakte C.l. | 26 | 8 |
| Lutgeb mit Hr | 57 | 15 |
| C.l. mit und ohne Hr Def 1 | 78 | 21 |
| C.l. mit und ohne Hr Def 2 | 80 | 22 |
| C.l. mit Hr Def 1 | 52 | 13 |
| C.l. mit Hr Def 2 | 54 | 14 |
| Foll-Lutzysten Def 1 | 5 | 2 |
| Foll-Lutzysten Def 2 | 3 | 1 |

6.2 Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α

Es wurde die Reaktion von 3 und 5 Tage alten Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α beim Rind untersucht. Dazu wurde 15 Kühen am Tag 3 bzw. am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht und danach die ultrasonographischen Veränderungen der Luteingebilde und die Veränderungen der Progesteronkonzentrationen im Blut gemessen.

6.2.1 Luteingewebe der jungen Gelbkörper

Bei acht der schliesslich 15 für diese Studie eingesetzten Kühe konnte am Tag 3 nach der ersten Ovulation ultrasonographisch ein Gelbkörper mit Hohlraum und bei sieben ein kompakter Gelbkörper dargestellt werden. Die 15 Kühe wurden zufällig in zwei Gruppen aufgeteilt. Den Tieren der Gruppe 1 (n = 7) wurde am Tag 3, denjenigen der Gruppe 2 (n = 8) am Tag 5 PGF2 α verabreicht. In der Gruppe 1 befanden sich drei Tiere mit einem Gelbkörper mit Hohlraum unterschiedlichen Durchmessers und vier mit einem kompakten Gelbkörper. In der Gruppe 2 zeigten fünf Kühe einen Gelbkörper mit Hohlraum und drei einen kompakten Gelbkörper.

Von den sieben Kühen der Gruppe 1 ovulierten sechs im Zeitraum zwischen Tag 20 und 27 nach der ersten Ovulation. Bei einer Kuh bildete sich der Gelbkörper zurück und war ab Tag 24 im ultrasonographischen Bild nicht mehr zu erkennen, aber es fand bis zum Tag 33 keine Ovulation statt.

Von den acht Kühen der Gruppe 2 zeigten fünf einen verkürzten Zyklus und ovulierten am Tag 9 nach der vorangegangenen Ovulation. Diese fünf Kühe wurden als Reagenten bezeichnet. Von den drei anderen Kühen ovulierten zwei am Tag 21 und eine am Tag 26. Sie wurden als Nicht-Reagenten bezeichnet. Von den fünf Kühen, die am Tag 9 ovulierten, wiesen drei am Tag 3 nach der ersten Ovulation einen Gelbkörper mit Hohlraum und zwei einen kompakten Gelbkörper auf.

Die Veränderung der durchschnittlichen Luteingewebsfläche a bei Kühen der Gruppe 1 und Kühen der Gruppe 2 im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation ist in der Abbildung 31 dargestellt. Während die Gelbkörper der Tiere der Gruppe 1, gemessen an der Fläche des Luteingewebes im ultrasonographischen Bild, ein kontinuierliches Wachstum zeigten, erreichten die Gelbkörper der Tiere der Gruppe 2 ihre maximale Grösse am Tag 5. Anschliessend verkleinerten sich ihre Gelbkörper wieder bis zum Tag 9.

Die Längen-, Breiten- und Volumenveränderungen der Gelbkörper der Kühe der Gruppe 1 und der Gruppe 2 sind in den Abbildungen 51 bis 53 im Anhang dargestellt.

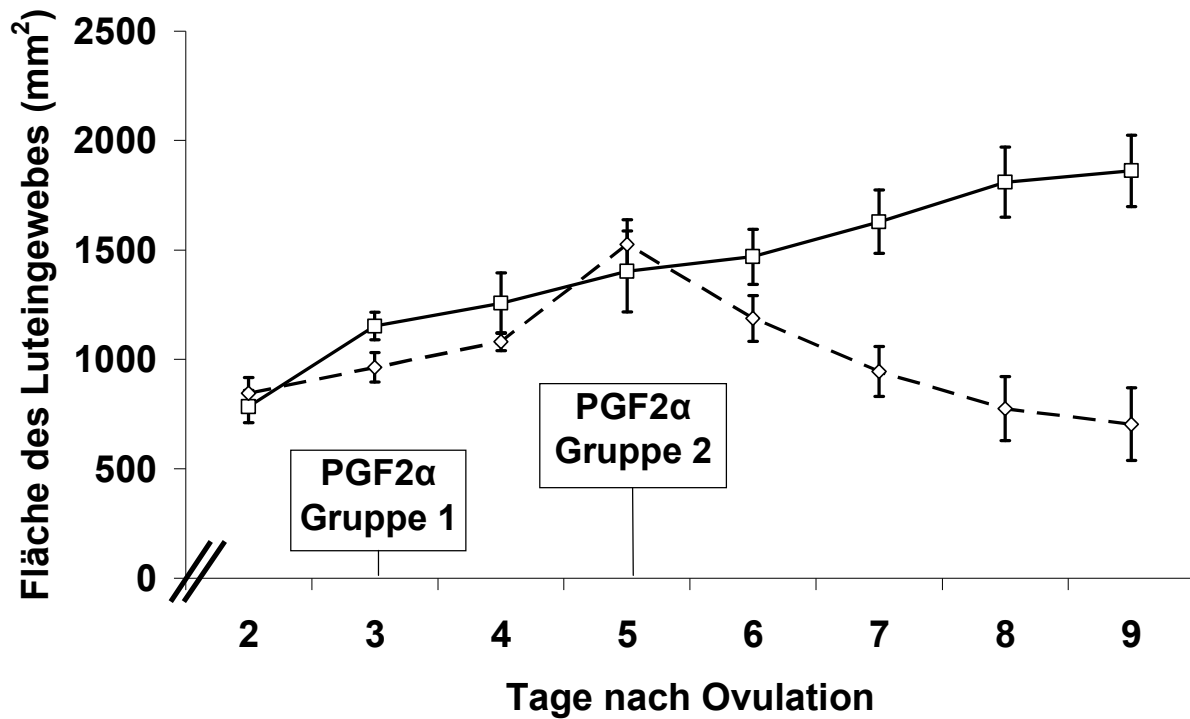


Abb. 31: Verlauf der durchschnittlichen Fläche des Luteingewebes (mm²) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, n = 7) und der Gruppe 2 (-◇-, n = 8) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

Im Laufe des beobachteten Zyklus, also im Zeitraum zwischen der ersten und der zweiten Ovulation, sank bei vier der 15 Kühe für mindestens einen Tag bis maximal für 12 Tage die Wanddicke des zyklischen Luteingebildes im ultrasonographischen Bild unter 4 mm. Gemäss dieser Definition (Definition 1) könnten diese Luteingebilde in einer Momentaufnahme damit als Follikel-Luteinzyste angesprochen werden. Neben diesen sogenannten Follikel-Luteinzysten konnte kein weiteres Luteingebilde auf den Ovarien festgestellt werden. Das zeitliche Auftreten dieser Luteingebilde als „Follikel-Luteinzysten“ innerhalb des Zyklus ist in der Abbildung 32 dargestellt.

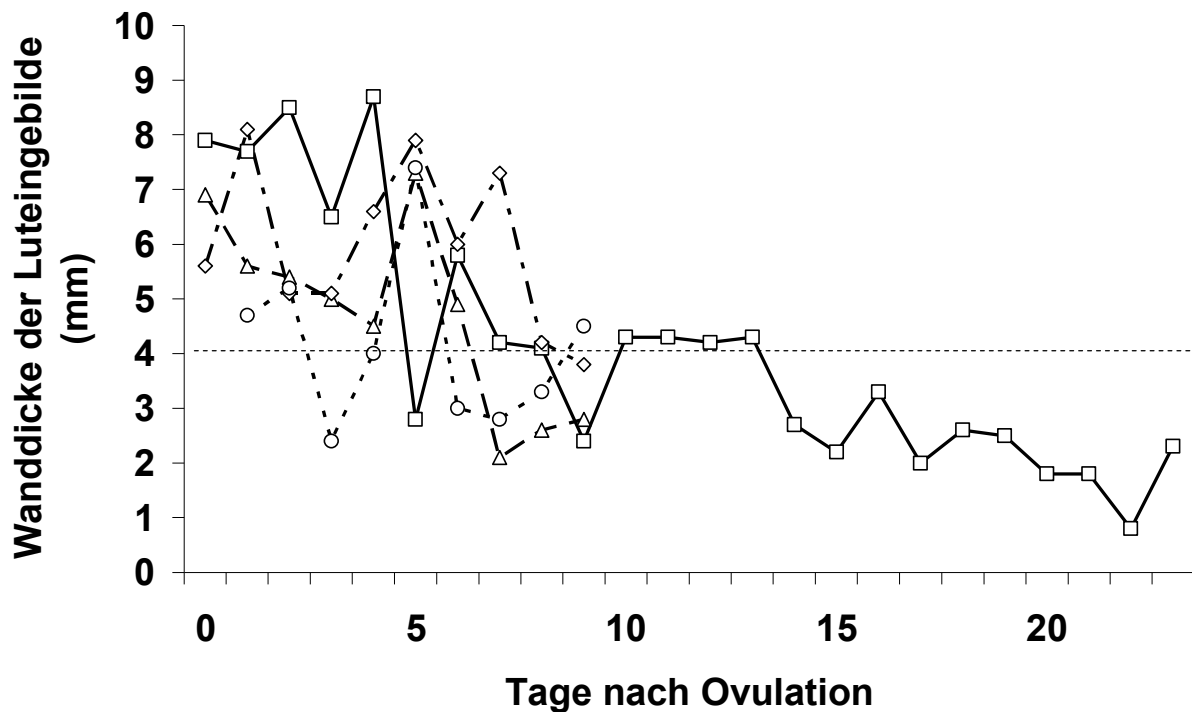


Abb. 32: Vorübergehendes Auftreten der Gelbkörper als Follikel-Luteinzysten mit einer Wanddicke < 4 mm (Def 1) im ultrasonographischen Bild bei vier der 15 Kühe innerhalb eines Zyklus (Kuh 1: —□—, Kuh 2: - Δ -, Kuh: 3 - ◇ -, Kuh 4: · ○ ·).

6.2.1.1 Kühe, denen am Tag 3 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 1)

6.2.1.1.1 Gelbkörper mit und ohne Hohlraum an den Tagen 3, 5 und 7 nach der Ovulation bei Kühen der Gruppe 1

Die durchschnittliche Fläche der kompakten Gelbkörper ($n = 4$) unterschied sich am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 nicht signifikant von der Fläche der Gelbkörper mit Hohlraum ($n = 3$, Tab. 7). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) angegeben.

Die Längen, Breiten und Volumina der Gelbkörper mit und ohne Hohlraum der Kühe der Gruppe 1 sind in den Tabellen 21 bis 23 im Anhang dargestellt.

Tab. 7: Vergleich der Fläche a zwischen kompakten Gelbkörpern (a kompakte C.l., $n = 4$) und Gelbkörpern mit Hohlraum (a C.l. mit Hr, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 1.

| | a kompakte C.l. (mm ²) | a C.l. mit Hr (mm ²) |
|-------|--------------------------------------|------------------------------------|
| Tag 3 | 1127.8 ± 109.48 | 1185.7 ± 53.2 |
| Tag 5 | 1341.1 ± 338.06 | 1483.5 ± 69.0 |
| Tag 7 | 1617.4 ± 238.37 | 1645.6 ± 180.78 |

**6.2.1.1.2 Veränderung der Luteingewebsfläche von Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum
in den Tagen 2 bis 9 nach der Ovulation bei Kühen der Gruppe 1**

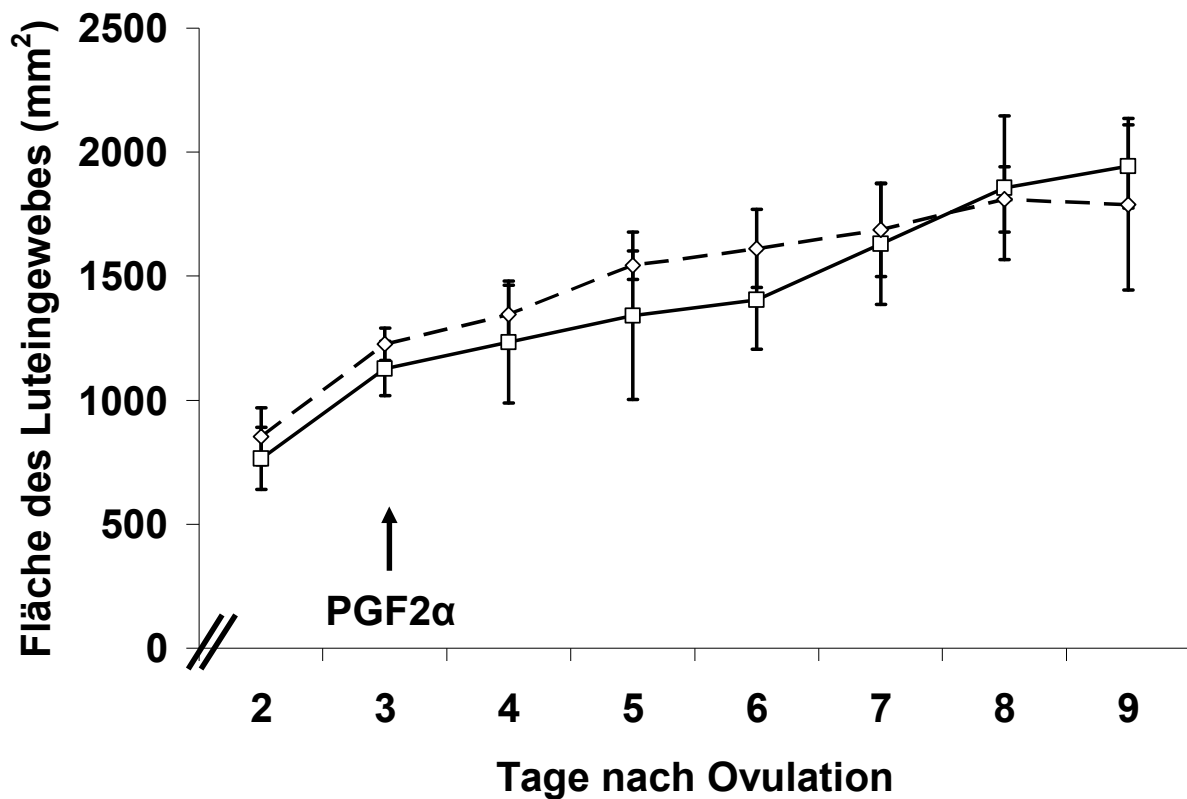


Abb. 33: Verlauf der durchschnittlichen Fläche des Luteingewebes (mm²) vergleichend zwischen Kühen mit Gelbkörpern mit (- ◇ -, n = 3) und ohne Hohlraum (—□—, n = 4) der Gruppe 1 (—□—, n = 7) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

6.2.1.2 Kühe, denen am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 2)

6.2.1.2.1 Gelbkörper mit und ohne Hohlraum an den Tagen 3, 5 und 7 nach der Ovulation bei Kühen der Gruppe 2

Auch in der Gruppe 2 konnte bei der durchschnittlichen Fläche am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 keine signifikanten Unterschiede zwischen kompakten Gelbkörpern (n = 3) und Gelbkörpern mit Hohlraum (n = 5) festgestellt werden (Tab. 8). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm \text{SF}$) angegeben.

Die Längen, Breiten und Volumina der Gelbkörper mit und ohne Hohlraum der Kühe der Gruppe 2 sind in den Tabellen 24 bis 26 im Anhang dargestellt.

Tab. 8: Vergleich der Fläche a zwischen kompakten Gelbkörpern (a kompakte C.l., n = 3) und Gelbkörpern mit Hohlraum (a C.l. mit Hr, n = 5) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | a kompakte C.l. (mm ²) | a C.l. mit Hr (mm ²) |
|-------|------------------------------------|----------------------------------|
| Tag 3 | 1125.1 \pm 67.95 | 866.7 \pm 70.42 |
| Tag 5 | 1696.4 \pm 34.05 | 1423.01 \pm 167.49 |
| Tag 7 | 1099.4 \pm 240.35 | 850.9 \pm 116.69 |

**6.2.1.2.2 Veränderung der Luteingewebsfläche von Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum
in den Tagen 2 bis 9 nach der Ovulation bei Kühen der Gruppe 2**

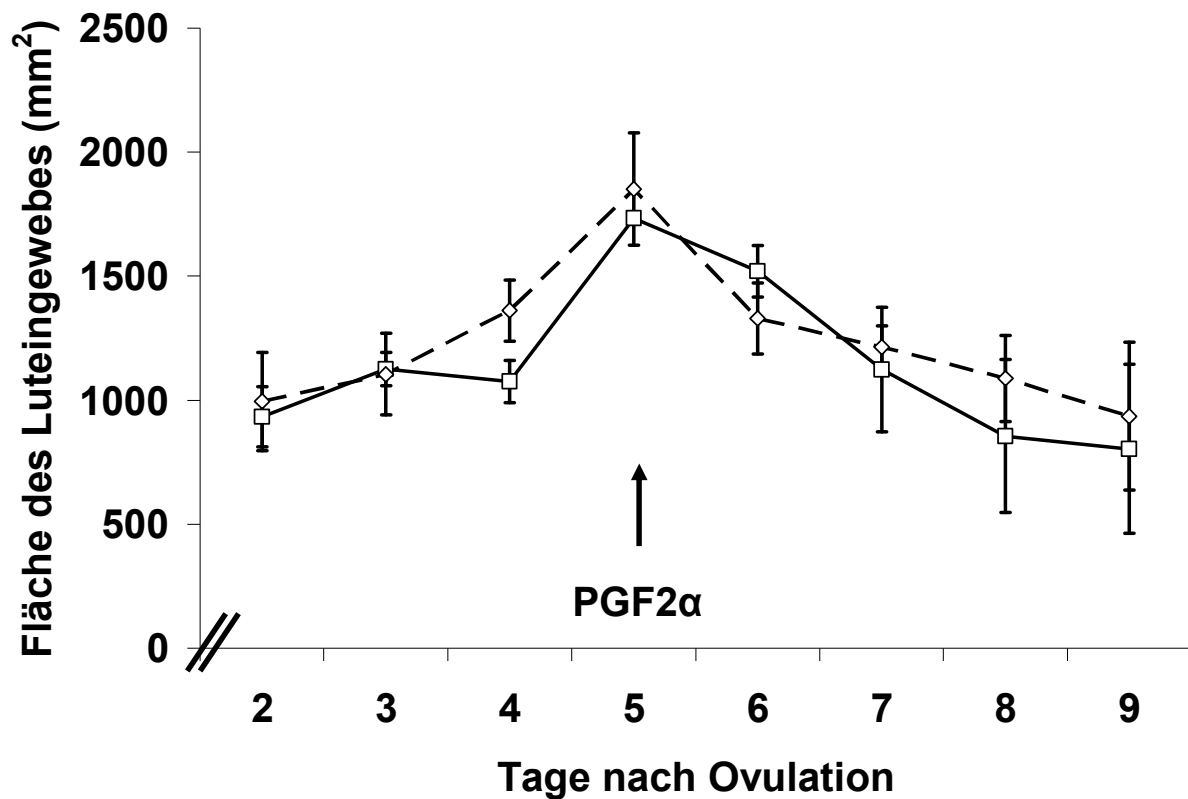


Abb. 34: Verlauf der durchschnittlichen Fläche des Luteingewebes (mm²) vergleichend zwischen Kühen mit Gelbkörpern mit (- ◇ -, n = 5) und ohne Hohlraum (- □ -, n = 3) der Gruppe 2 im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

6.2.1.2.3 Gelbkörper der Reagenten und Nicht-Reagenten am Tag 3, 5 und 7 nach der Ovulation bei Kühen der Gruppe 2

Die durchschnittliche Fläche der Gelbkörper der Reagenten ($n = 5$), deren Zyklus sich nach Verabreichung von PGF2 α verkürzte, unterschied sich am Tag 3 und am Tag 5 nicht signifikant von der Fläche der Gelbkörper der Nicht-Reagenten ($n = 3$), die erst nach drei Wochen wieder brünstig wurden. Am Tag 7 allerdings war die Fläche ($P \leq 0.05$) der Gelbkörper der Reagenten signifikant verschieden von der Fläche der Gelbkörper der Nicht-Reagenten (Tab. 9). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) dargestellt.

Die Längen, Breiten und Volumina der Gelbkörper der Reagenten und der Nicht-Reagenten sind in den Tabellen 27 bis 29 im Anhang dargestellt.

Tab. 9: Vergleich der Fläche a der Gelbkörper zwischen Reagenten (a Reagenten, $n = 5$) und Nicht-Reagenten (a Nicht-Reagenten, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | a Reagenten (mm ²) | a Nicht-Reagenten (mm ²) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 956.1 \pm 85.02 | 976.2 \pm 133.42 |
| Tag 5 | 1560.3 \pm 107.67 | 1467.6 \pm 276.92 |
| Tag 7 | 773.2 \pm 54.02^a | 1229.0 \pm 218.6^a |

^a Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

6.2.1.2.4 Veränderung der Luteingewebsfläche in den Tagen 2 bis 9 nach der Ovulation bei Reagenten und Nicht-Reagenten unter den Kühen der Gruppe 2

Die Veränderung der Luteingewebsfläche bei Kühen, die nach Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ am Tag 5 nach der Ovulation einen verkürzten Zyklus zeigten ($n = 5$), und bei Kühen, die erst nach drei Wochen wieder brünstig wurden ($n = 3$), zwischen Tag 2 und Tag 9 nach der Ovulation ist in der Abbildung 35 dargestellt.

Die Veränderung des Luteingewebsvolumens von Reagenten und Nicht-Reagenten der Kühe der Gruppe 2 ist in der Abbildung 54 im Anhang dargestellt.

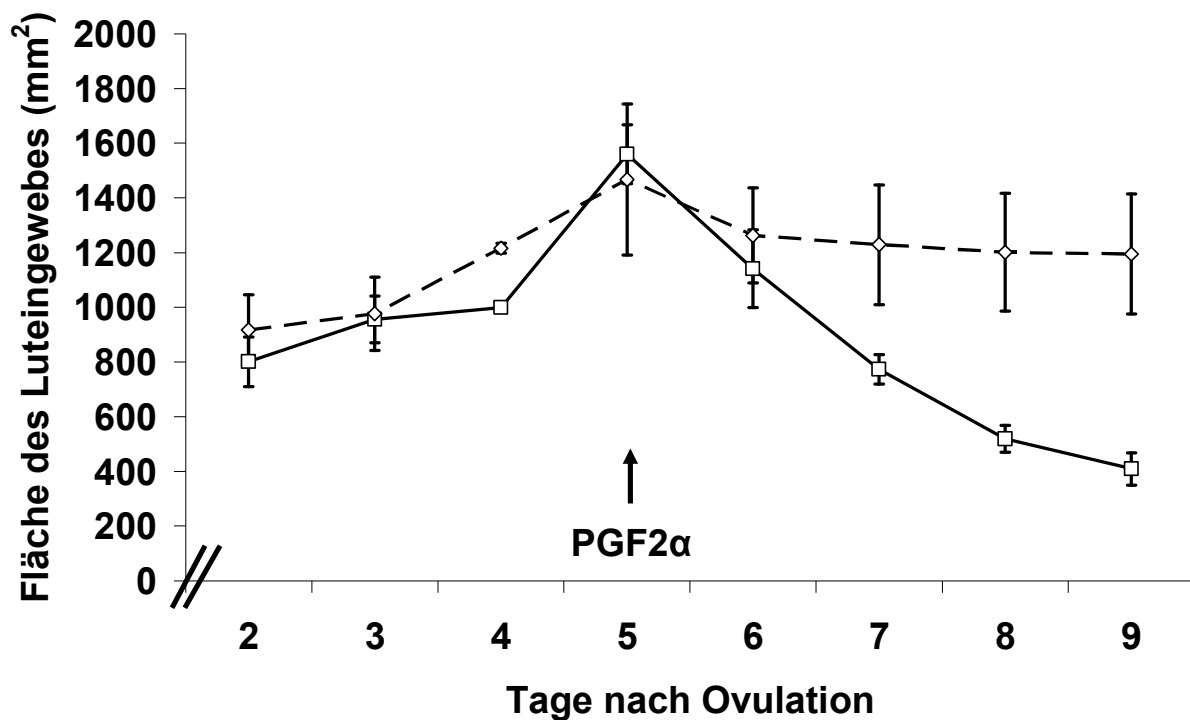


Abb. 35: Veränderung der durchschnittlichen Fläche des Luteingewebes (mm^2) bei Reagenten ($\text{—}\square\text{—}$, $n = 5$) und Nicht-Reagenten ($\text{—}\diamond\text{—}$, $n = 3$) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

6.2.2 Follikel

Die Veränderung der durchschnittlichen Fläche a des jeweils grössten Follikels auf einem Ovarpaar bei den Kühen der Gruppe 1 ($n = 7$) und der Gruppe 2 ($n = 8$) zwischen Tag 2 und Tag 9 nach der Ovulation ist in Abbildung 36 dargestellt. Die Follikel auf den Ovarien der Kühe beider Gruppen zeigten ein kontinuierliches Wachstum bis zum Tag 9, an dem die Grösse des jeweils grössten Follikels der Kühe der Gruppe 2 abrupt abfällt.

Die Längen, Breiten- und Volumenveränderungen der jeweils grössten Follikel auf einem Ovarpaar bei den Kühen der Gruppe 1 und der Gruppe 2 sind in den Abbildungen 55 bis 57 im Anhang dargestellt.

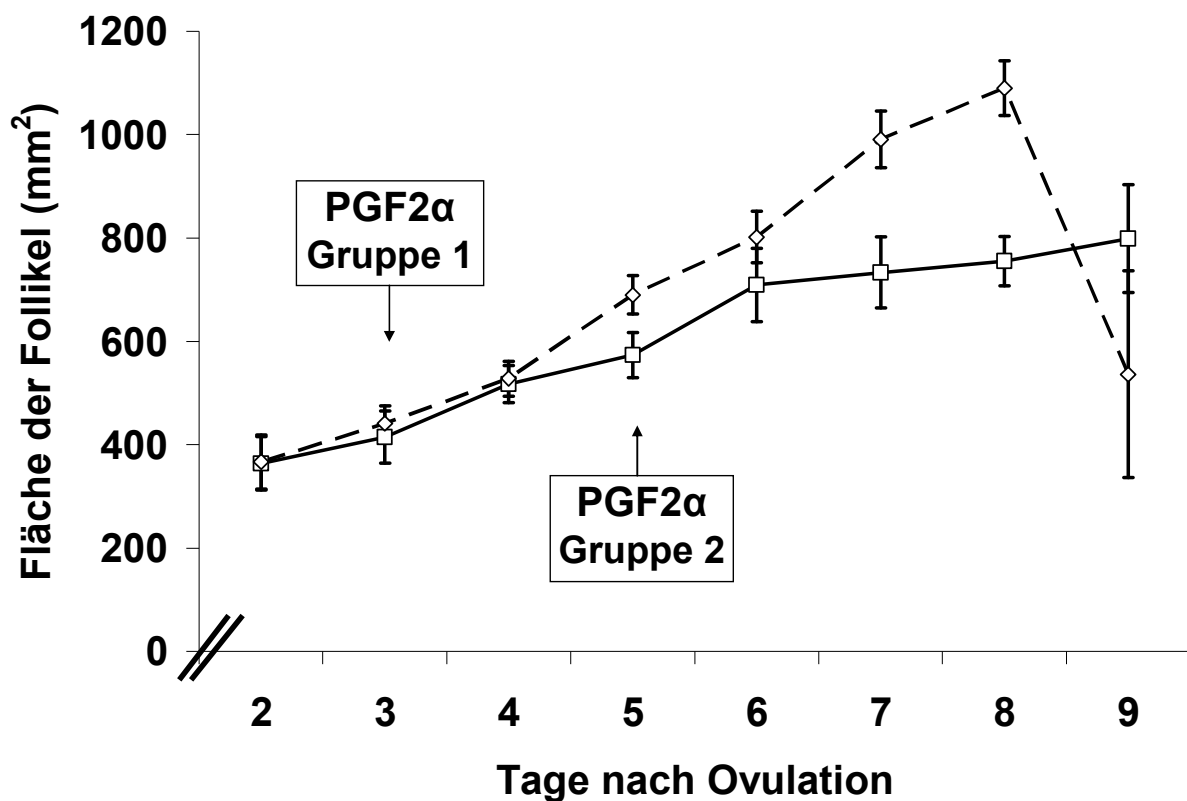


Abb. 36: Veränderungen der durchschnittlichen Fläche des jeweils grössten Follikels (mm²) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, $n = 7$) und der Gruppe 2 (-◇-, $n = 8$) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

6.2.2.1 Kühe, denen am Tag 3 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 1)

6.2.2.1.1 Der grösste Follikel bei Kühen der Gruppe 1 mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum an den Tagen 3, 5 und 7 nach der Ovulation

Der jeweils grösste Follikel der Kühe mit kompaktem Gelbkörper ($n = 4$) unterschied sich am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 in der durchschnittlichen Fläche (Tab. 10) nicht signifikant vom grössten Follikel der Kühe mit Gelbkörper mit Hohlraum ($n = 3$). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) dargestellt.

Die Längen, Breiten und Volumina der jeweils grössten Follikel von Kühen der Gruppe 1 mit und ohne Gelbkörper sind in den Tabellen 30 bis 32 im Anhang dargestellt.

Tab. 10: Vergleich der Fläche a des grössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (a 1. Follikel kompaktes C.I., $n = 4$) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (a 1. Follikel C.I. mit Hr, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | a 1. Follikel kompaktes C.I. (mm ²) | a 1. Follikel C.I. mit Hr (mm ²) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 466.1 \pm 65.8 | 346.9 \pm 70.36 |
| Tag 5 | 602.5 \pm 29.8 | 534.9 \pm 100.06 |
| Tag 7 | 819.6 \pm 103.19 | 618.6 \pm 11.5 |

6.2.2.1.2 Der zweitgrösste Follikel bei Kühen der Gruppe 1 mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum an den Tagen 3, 5 und 7 nach der Ovulation

Der jeweils zweitgrösste Follikel der Kühe mit kompaktem Gelbkörper ($n = 4$) unterschied sich am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 in der durchschnittlichen Fläche (Tab. 11) nicht signifikant vom zweitgrössten Follikel der Kühe mit Gelbkörper mit Hohlraum ($n = 3$). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) dargestellt.

Die Längen, Breiten und Volumina der jeweils zweitgrössten Follikel von Kühen der Gruppe 1 mit und ohne Gelbkörper sind in den Tabellen 33 bis 35 im Anhang dargestellt.

Tab. 11: Vergleich der Fläche a des zweitgrössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (a 2. Follikel kompaktes C.I., $n = 4$) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (a 2. Follikel C.I. mit Hr, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | a 2. Follikel kompaktes C.I. (mm ²) | a 2. Follikel C.I. mit Hr (mm ²) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 345.9 \pm 99.54 | 214.7 \pm 33.29 |
| Tag 5 | 236.0 \pm 65.4 | 255.3 \pm 88.86 |
| Tag 7 | 239.0 \pm 67.33 | 227.4 \pm 91.84 |

6.2.2.2 Kühe, denen am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 2)

6.2.2.2.1 Der grösste Follikel bei Kühen der Gruppe 2 mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum an den Tagen 3, 5 und 7 nach der Ovulation

Der jeweils grösste Follikel der Kühe mit kompaktem Gelbkörper ($n = 3$) unterschied sich am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 in der durchschnittlichen Fläche (Tab. 12) nicht signifikant vom grössten Follikel der Kühe mit Gelbkörper mit Hohlraum ($n = 5$). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) angegeben.

Die Längen, Breiten und Volumina der jeweils grössten Follikel von Kühen der Gruppe 2 mit und ohne Gelbkörper sind in den Tabellen 36 bis 38 im Anhang dargestellt.

Tab. 12: Vergleich der Fläche a des grössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (a 1. Follikel kompaktes C.I., $n = 3$) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (a 1. Follikel C.I. mit Hr, $n = 5$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | a 1. Follikel kompaktes C.I. (mm ²) | a 1. Follikel C.I. mit Hr (mm ²) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 387.2 \pm 38.89 | 473.6 \pm 45.53 |
| Tag 5 | 626.5 \pm 60.1 | 727.9 \pm 42.73 |
| Tag 7 | 934.5 \pm 128.53 | 1024.4 \pm 51.63 |

6.2.2.2.2 Der zweitgrösste Follikel bei Kühen der Gruppe 2 mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum an den Tagen 3, 5 und 7 nach der Ovulation

Der jeweils zweitgrösste Follikel der Kühe mit kompaktem Gelbkörper ($n = 3$) unterschied sich am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 in der durchschnittlichen Fläche (Tab. 13) nicht signifikant vom zweitgrössten Follikel der Kühe mit Gelbkörper mit Hohlraum ($n = 5$). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) dargestellt.

Die Längen, Breiten und Volumina der jeweils zweitgrössten Follikel von Kühen der Gruppe 2 mit und ohne Gelbkörper sind in den Tabellen 39 bis 41 im Anhang dargestellt.

Tab. 13: Vergleich der Fläche a des zweitgrössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (a 2. Follikel kompaktes C.I., $n = 3$) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (a 2. Follikel C.I. mit Hr, $n = 5$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | a 2. Follikel kompaktes C.I. (mm ²) | a 2. Follikel C.I. mit Hr (mm ²) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 238.1 \pm 49.46 | 251.8 \pm 61.28 |
| Tag 5 | 322.8 \pm 129.59 | 356.5 \pm 28.77 |
| Tag 7 | 316.0 | 253.5 \pm 17.43 |

6.2.2.2.3 Veränderung der Fläche des grössten Follikels in den Tagen 2 bis 9 nach der Ovulation bei Kühen der Gruppe 1 und 2 mit kompakten Gelbkörpern und Gelbkörpern mit Hohlraum mit Hohlraum

Die Flächenveränderung des jeweils grössten Follikels von Kühen, die am Tag 3 oder am Tag 5 mit PGF2 α behandelt wurden, mit kompakten Gelbkörpern (n = 3) und Gelbkörpern mit Hohlraum (n = 5) ist in der Abbildung 37 dargestellt.

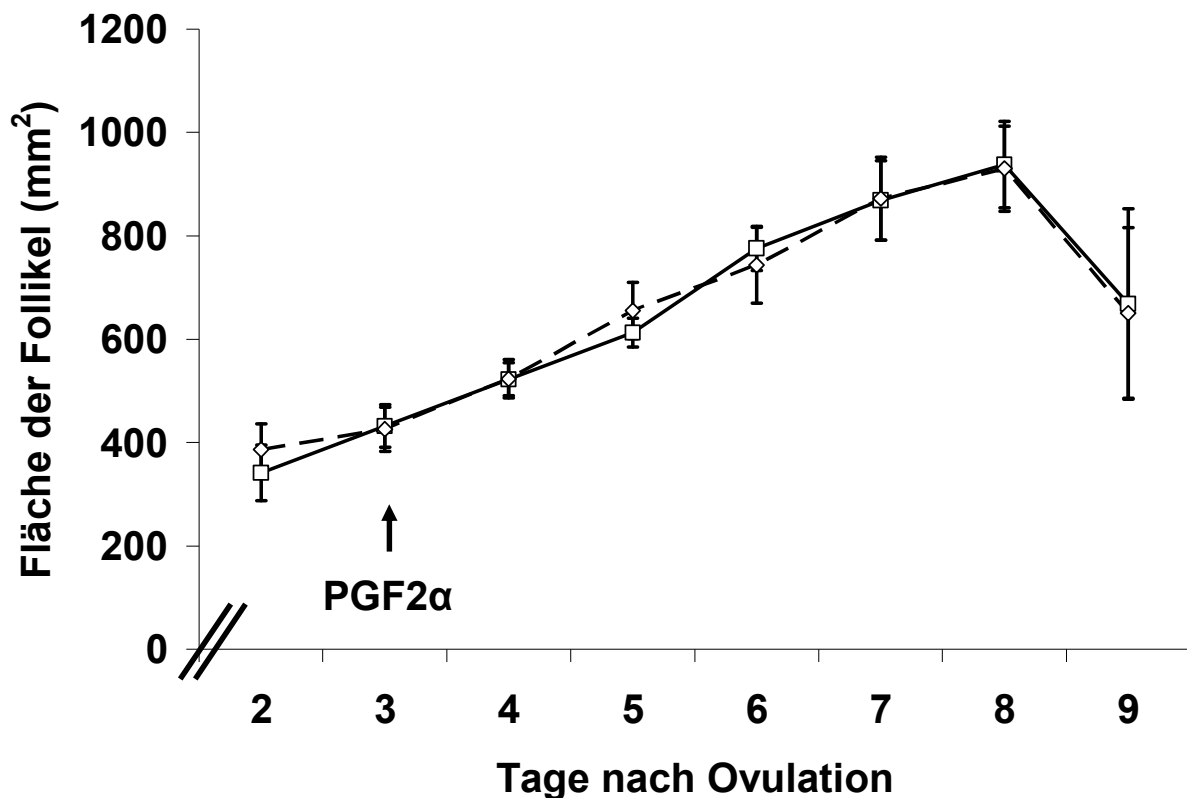


Abb. 37: Veränderung der durchschnittlichen Fläche des jeweils grössten Follikels (mm²) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 und 2 mit kompakten Gelbkörpern (—□—, n = 4) und Gelbkörpern mit Hohlraum (-◇-, n = 3) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

6.2.2.2.4 Der grösste Follikel der Reagenten und Nicht-Reagenten der Gruppe 2 am Tag 3, 5 und 7 nach der Ovulation

Die durchschnittliche Fläche des jeweils grössten Follikels der Reagenten ($n = 5$), deren Zyklus sich nach Verabreichung von PGF2 α verkürzte, unterschied sich am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 nicht signifikant von der Fläche des grössten Follikels der Nicht-Reagenten ($n = 3$), die erst nach drei Wochen wieder brünstig wurden (Tab. 14). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm \text{SF}$) dargestellt.

Die Längen, Breiten und Volumina der jeweils grössten Follikel der Reagenten und Nicht-Reagenten der Kühe der Gruppe 2 sind in den Tabellen 42 bis 44 im Anhang dargestellt.

Tab. 14: Vergleich der Fläche a des grössten Follikels zwischen Reagenten (a 1. Follikel_{Reagenten}, $n = 5$) und Nicht-Reagenten (a 1. Follikel_{Nicht-Reagenten}, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | a 1. Follikel _{Reagenten} (mm ²) | a 1. Follikel _{Nicht-Reagenten} (mm ²) |
|-------|---|---|
| Tag 3 | 423.7 \pm 32.54 | 470.3 \pm 80.9 |
| Tag 5 | 699.2 \pm 54.86 | 674.3 \pm 51.76 |
| Tag 7 | 994.4 \pm 80.48 | 984.5 \pm 79.45 |

6.2.2.2.5 Der zweitgrösste Follikel der Reagenten und Nicht-Reagenten der Gruppe 2 am Tag 3, 5 und 7 nach der Ovulation

Die durchschnittliche Fläche des jeweils zweitgrössten Follikels der Reagenten ($n = 5$) unterschied sich am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 nicht signifikant von der Fläche des zweitgrössten Follikels der Nicht-Reagenten ($n = 3$, Tab. 15). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm \text{SF}$) dargestellt.

Die Längen, Breiten und Volumina der jeweils zweitgrössten Follikel der Reagenten und Nicht-Reagenten der Kühe der Gruppe 2 sind in den Tabellen 45 bis 47 im Anhang dargestellt.

Tab. 15: Vergleich der Fläche a des zweitgrössten Follikels zwischen Reagenten (a 2. Follikel_{Reagenten}, $n = 5$) und Nicht-Reagenten (a 2. Follikel_{Nicht-Reagenten}, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | a 2. Follikel _{Reagenten} (mm ²) | a 2. Follikel _{Nicht-Reagenten} (mm ²) |
|-------|---|---|
| Tag 3 | 200.9 \pm 53.24 | 293.6 \pm 58.15 |
| Tag 5 | 278.5 \pm 45.61 | 412.1 \pm 31.06 |
| Tag 7 | 249.3 \pm 0.99 | 277.0 \pm 31.22 |

6.2.2.2.6 Veränderung der Fläche des grössten Follikels in den Tagen 2 bis 9 nach der Ovulation bei Reagenten und Nicht-Reagenten bei Kühen der Gruppe 2

Die Veränderung der Fläche des jeweils grössten Follikels auf einem Ovarpaar bei Kühen, die nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 5 nach der Ovulation einen verkürzten Zyklus zeigten (n = 5), und bei Kühen, die erst nach drei Wochen wieder brünstig wurden (n = 3), zwischen Tag 2 und Tag 9 nach der Ovulation ist in der Abbildung 38 dargestellt.

Die Veränderung des Volumens des jeweils grössten Follikels von Reagenten und Nicht-Reagenten der Kühe der Gruppe 2 ist in der Abbildung 58 im Anhang dargestellt.

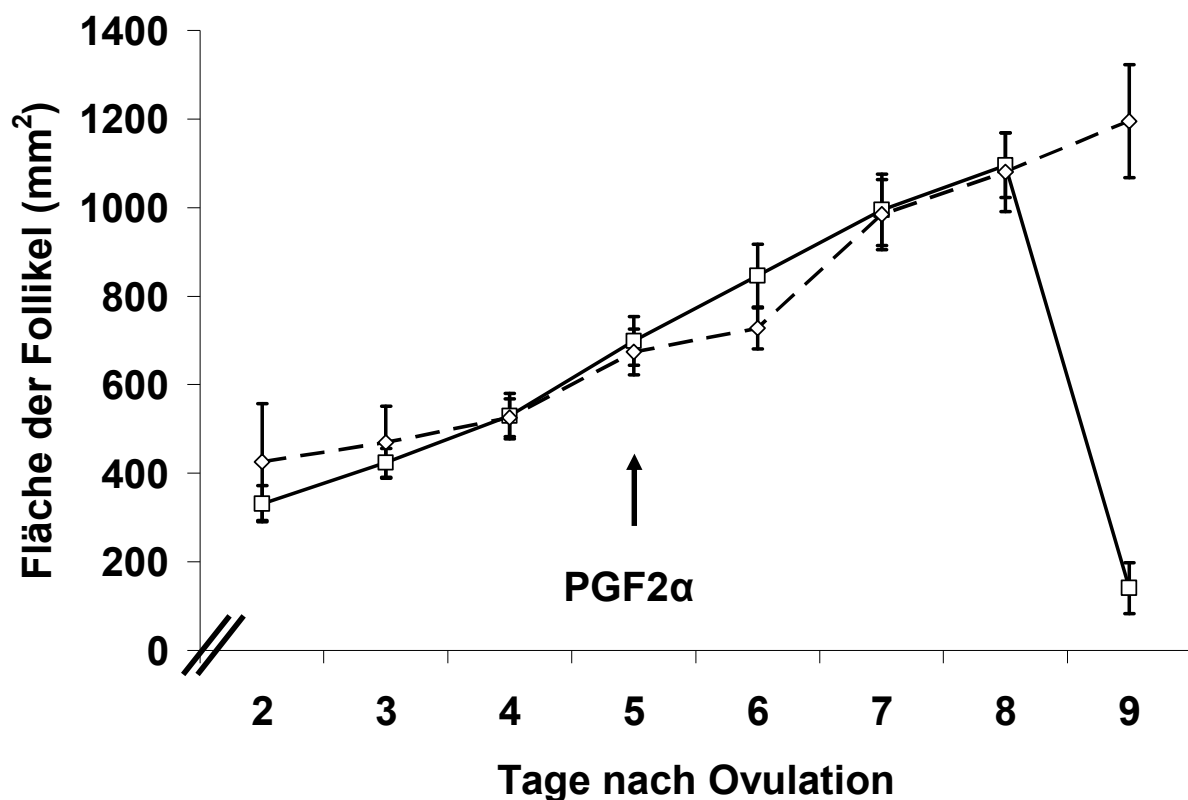


Abb. 38: Veränderung der Fläche des jeweils grössten Follikels (mm²) eines Ovarpaares bei Reagenten (—□—, n = 5) und Nicht-Reagenten (- ◇ -, n = 3) zwischen Tag 2 und Tag 9 (ANOVA).

6.2.3 Blutprogesteronkonzentration der Kühe mit jungem Gelbkörper

Blutproben zur Progesteronbestimmung wurden von der ersten Untersuchung an bis zum Tag 10 nach der ersten Ovulation täglich aus der Schwanzvene entnommen, dann wieder am Tag 12 nach der ersten Ovulation und anschliessend alle drei Tage bis zur nächsten Ovulation.

Die Veränderung der durchschnittlichen Blutprogesteronkonzentrationen bei Kühen, denen am Tag 3 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 1), und solchen, die am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α erhalten haben (Gruppe 2), ist in Abbildung 39 dargestellt.

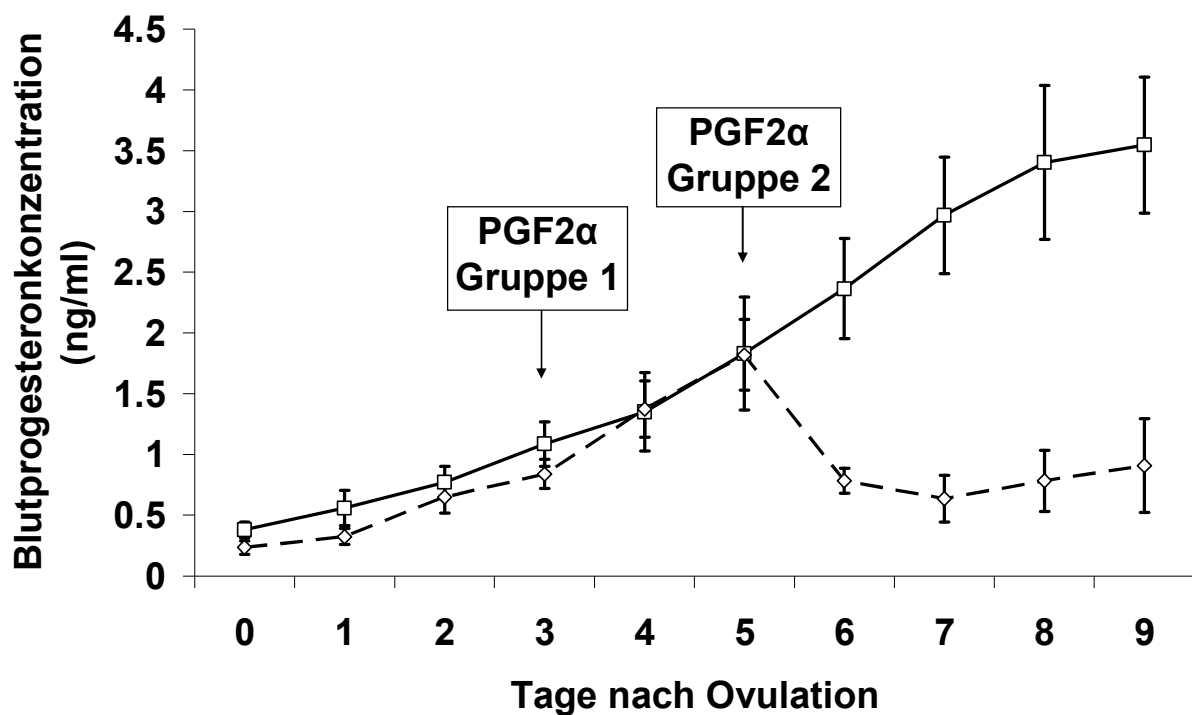


Abb. 39: Verlauf der Blutprogesteronkonzentration (ng/ml) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, n = 7) und der Gruppe 2 (- ♦ -, n = 8) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

6.2.3.1 Kühe, denen am Tag 3 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 1)

6.2.3.1.1 Blutprogesteronkonzentration bei Kühen der Gruppe 1 mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum an den Tagen 3, 5 und 7 nach der Ovulation

In der Gruppe 1 unterschied sich die durchschnittliche Progesteronkonzentration im Blut der Kühe mit kompakten Gelbkörpern (n = 4) am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 nicht signifikant vom Progesteronwert der Kühe mit Gelbkörpern mit Hohlraum (n = 3, Tab. 16). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm \text{SF}$) dargestellt.

Tab. 16: Vergleich der Blutprogesteronkonzentration c von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (c kompaktes C.I., n = 4) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (c C.I. mit Hr, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | c kompaktes C.I. (ng/ml) | c C.I. mit Hr (ng/ml) |
|-------|--------------------------|-----------------------|
| Tag 3 | 1.0 \pm 0.28 | 1.2 \pm 0.24 |
| Tag 5 | 1.3 \pm 0.66 | 2.5 \pm 0.46 |
| Tag 7 | 1.7 \pm 0.34 | 2.7 \pm 0.57 |

6.2.3.2. Kühe, denen am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 2)

6.2.3.2.1 Blutprogesteronkonzentration bei Kühen der Gruppe 2 mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum an den Tagen 3, 5 und 7 nach der Ovulation

Auch bei den Tieren der Gruppe 2 war der Unterschied zwischen der durchschnittlichen Progesteronkonzentration im Blut der Kühe mit kompakten Gelbkörpern ($n = 4$) und der Kühe mit Gelbkörpern mit Hohlraum ($n = 3$) am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 nicht signifikant (Tab. 17). Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm \text{SF}$) angegeben.

Tab. 17: Vergleich der Blutprogesteronkonzentration c von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (c kompaktes C.I., $n = 3$) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (c C.I. mit Hr, $n = 5$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | c kompaktes C.I. (ng/ml) | c C.I. mit Hr (ng/ml) |
|-------|----------------------------|-------------------------|
| Tag 3 | 0.9 ± 0.1 | 0.8 ± 0.19 |
| Tag 5 | 2.1 ± 0.48 | 1.7 ± 0.39 |
| Tag 7 | 0.6 ± 0.37 | 0.7 ± 0.25 |

6.2.3.2.2 Blutprogesteronkonzentration von Reagenten und Nicht-Reagenten der Gruppe 2 am Tag 3, 5 und 7 nach der Ovulation

In der Gruppe 2 unterschied sich die durchschnittliche Blutprogesteronkonzentration der Reagenten (n = 5) am Tag 3 und Tag 5 nicht signifikant vom Progesteronwert der Nicht-Reagenten (n = 3). Am Tag 7 allerdings konnte ein signifikanter Unterschied in den Progesteronkonzentrationen zwischen Reagenten und Nicht-Reagenten festgestellt werden. Die Ergebnisse des t-Tests sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm \text{SF}$) dargestellt.

Tab. 18: Vergleich der Blutprogesteronkonzentration c zwischen Reagenten (c Reagenten, n = 5) und Nicht-Reagenten (c Nicht-Reagenten, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | c Reagenten (ng/ml) | c Nicht-Reagenten (ng/ml) |
|-------|--|--|
| Tag 3 | 1.0 \pm 0.14 | 0.6 \pm 0.09 |
| Tag 5 | 2.0 \pm 0.31 | 1.5 \pm 0.61 |
| Tag 7 | 0.9 \pm 0.46^a | 2.1 \pm 0.37^a |

^a Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

6.2.3.2.3 Veränderung der Progesteronkonzentration im Blut der Reagenten und Nicht-Reagenten der Gruppe 2 zwischen Tag 0 und Tag 9 nach der Ovulation

Die Veränderung der Progesteronkonzentration im Blut von Kühen, die nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 5 nach der Ovulation einen verkürzten Zyklus zeigten (n = 5), und von Kühen, die erst nach drei Wochen wieder in Brunst kamen (n = 3), zwischen Tag 0 und Tag 9 nach der Ovulation ist in der Abbildung 40 dargestellt.

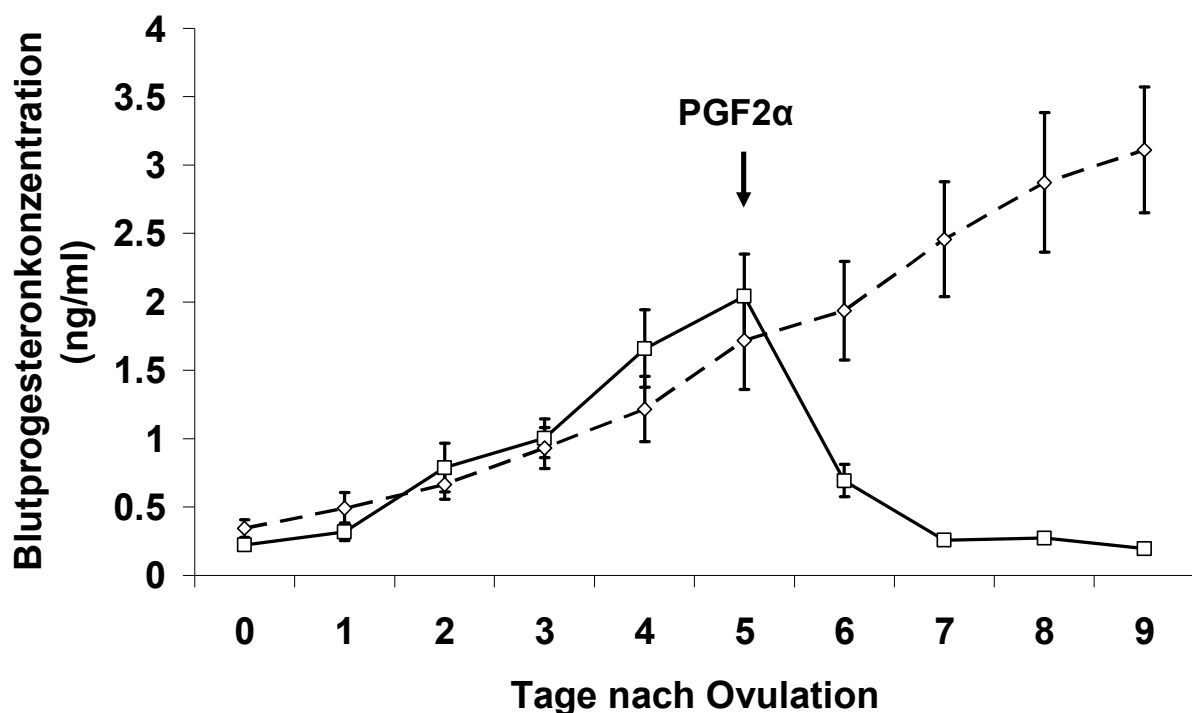


Abb. 40: Verlauf der Progesteronkonzentration (ng/ml) von Tag 0 bis Tag 9 vergleichend zwischen Kühen, die nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 5 nach der Ovulation einen verkürzten Zyklus zeigten (—□—, Reagenten, n = 5), und solchen, die ihren Zyklus in drei Wochen beendeten (-◇-, Nicht-Reagenten, n = 3, ANOVA).

6.2.4 Veränderung der Progesteronkonzentration in Abhängigkeit vom Luteingewebe

In den Abbildungen 41 bis 44 ist die Veränderung der durchschnittlichen Luteingewebsfläche der verschiedenen Luteingebilde im Vergleich zur Veränderung der Blutprogesteronkonzentration der Kühe zwischen Tag 2 und Tag 9 nach der Ovulation dargestellt.

In der Abbildung 41 ist die Veränderung am Luteingewebe und in der Blutprogesteronkonzentration der Kühe der Gruppe 1 (n = 7) dargestellt.

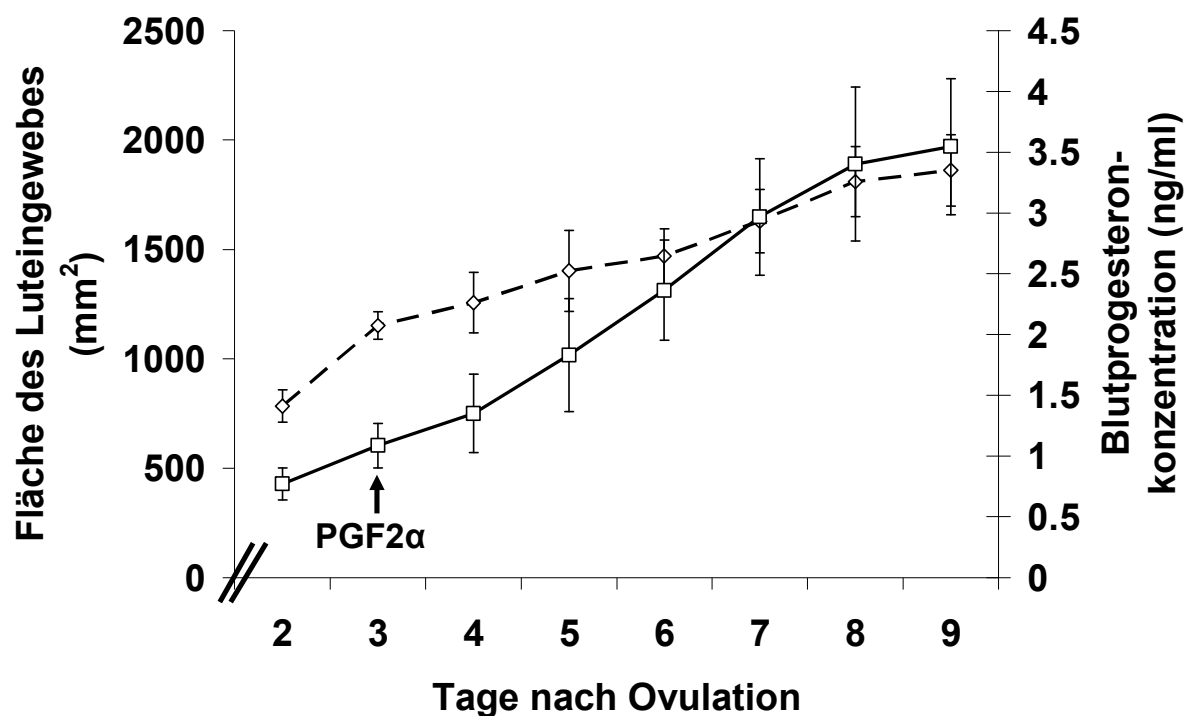


Abb. 41: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration (ng/ml, —□—) und der Luteingewebsfläche (mm², -◇-) bei Kühen, denen am Tag 3 PGF2 α verabreicht wurde (Gruppe 1, n = 7), zwischen Tag 2 und Tag 9.

Die Abbildung 42 stellt die Veränderung am Luteingewebe und in der Blutprogesteronkonzentration der Kühe der Gruppe 2 (n = 8) dar.

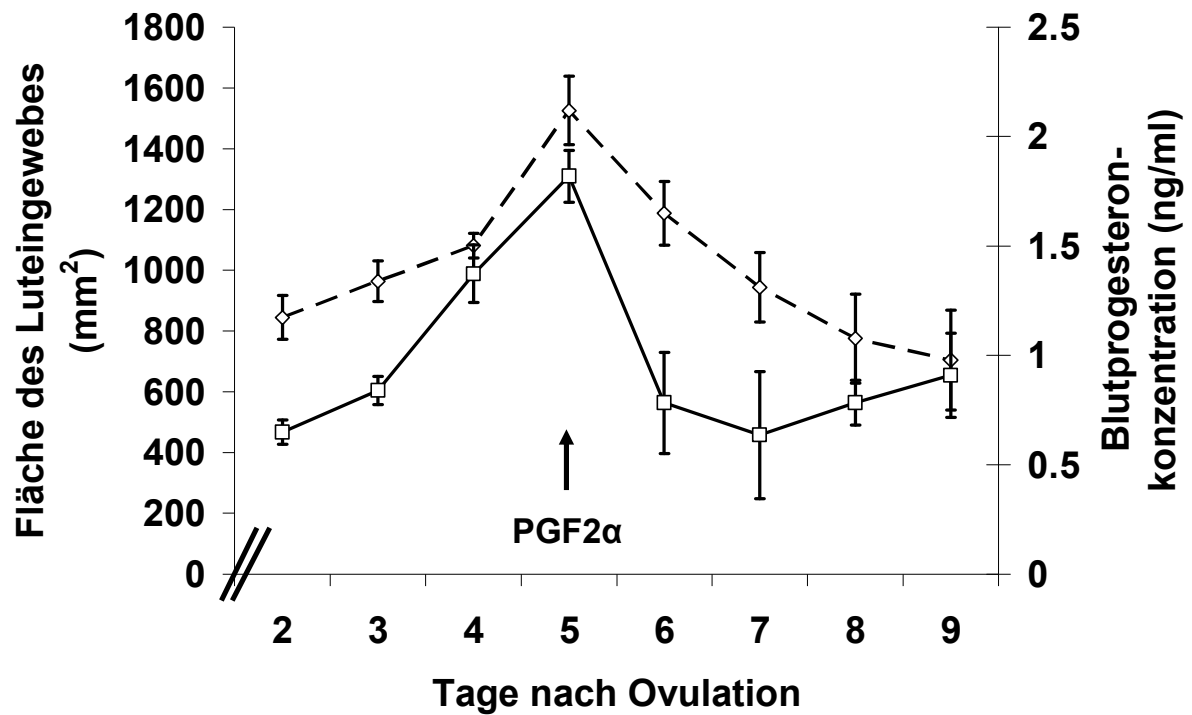


Abb. 42: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration (ng/ml, —□—) und der Luteingewebsfläche (mm², -◇-) bei Kühen, denen am Tag 5 PGF2α verabreicht wurde (Gruppe 2, n = 8), zwischen Tag 2 und Tag 9.

In der Abbildung 43 ist die Veränderung am Luteingewebe und in der Blutprogesteronkonzentration bei Kühen der Gruppe 2 dargestellt, die nach Verabreichung von PGF2 α einen verkürzten Zyklus zeigten (Reagenten, n = 5).

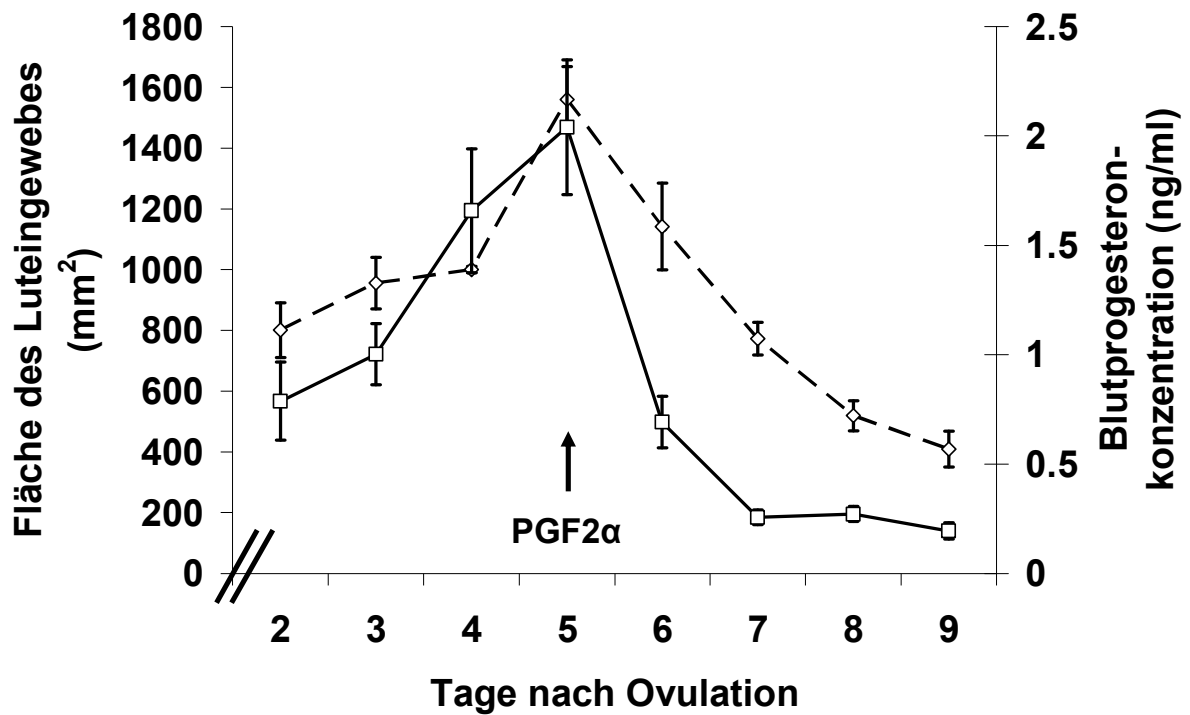


Abb. 43: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration (ng/ml, —□—) und der Luteingewebsfläche (mm², - ◇ -) bei Reagenten der Gruppe 2 (n = 5) zwischen Tag 2 und Tag 9.

In der Abbildung 44 ist die Veränderung am Luteingewebe und in der Blutprogesteronkonzentration bei Kühen der Gruppe 2 dargestellt, die ihren Zyklus nach Verabreichung von PGF2 α in drei Wochen beendeten (Nicht-Reagenten, n = 3).

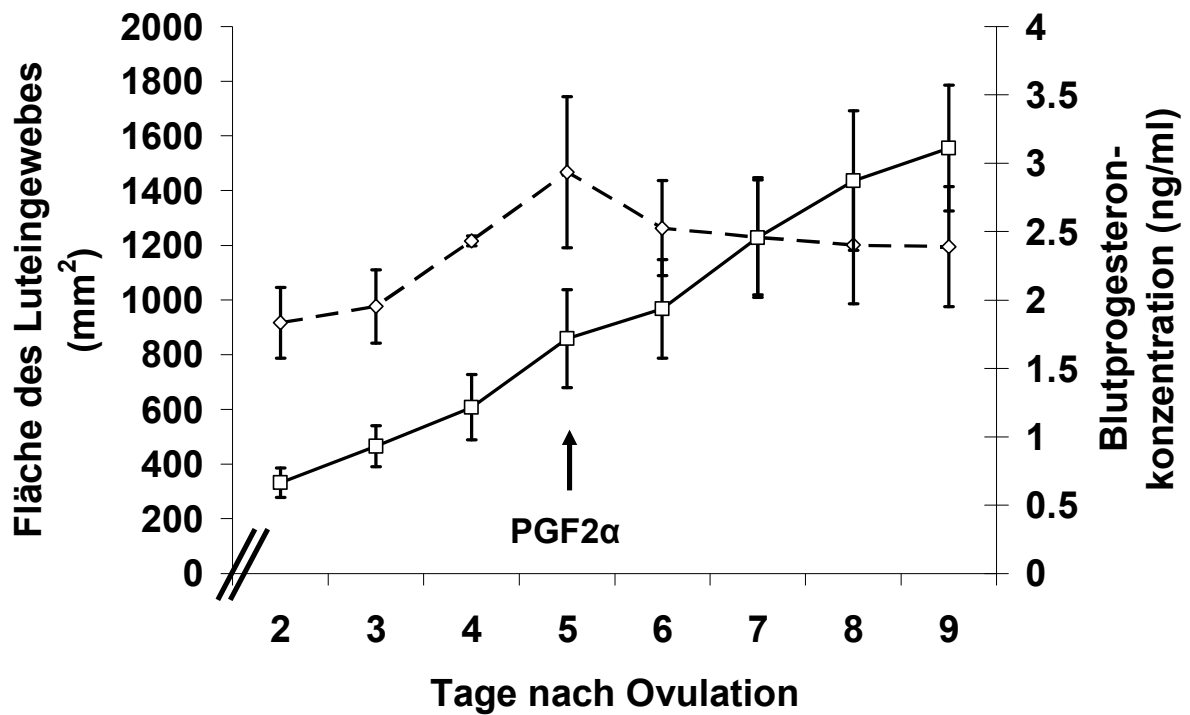


Abb. 44: Veränderung der Blutprogesteronkonzentration (ng/ml, —□—) und der Luteingewebsfläche (mm², -◇-) bei Nicht-Reagenten der Gruppe 2 (n = 3) zwischen Tag 2 und Tag 9.

7 DISKUSSION

Der ovarielle Zyklus umfasst die Anbildung, das Wachstum und die Rückbildung oder Ovulation von Follikeln sowie die Entwicklung und Rückbildung von Gelbkörpern auf dem Ovar. Charakteristisch für die Follikulogenese beim Rind ist das wellenförmige Anwachsen mehrerer kleiner Follikel, aus denen durch einen Selektionsprozess ein dominanter Follikel hervorgeht, während die übrigen atresieren (FORTUNE 1994, DRIANCOURT 2001). Der dominante Follikel wächst zum präovulatorischen Follikel heran und ovuliert oder bildet sich als Diöstrusfollikel wieder zurück (GINTHER et al. 1996, GINTHER et al. 1997). Im Falle einer Ovulation entsteht aus dem kollabierten Follikel der Gelbkörper.

Der Gelbkörper besteht aus Luteingewebe, das die Funktion einer endokrinen Drüse hat und Progesteron produziert. Der Gelbkörper kann kompakt sein oder einen Hohlraum aufweisen. Luteingewebe, das einen sehr grossen Hohlraum umschliesst, wird Follikel-Luteinzyste genannt. Die Follikel-Luteinzyste gilt als pathologische Erscheinung, deren Vorkommen die Fruchtbarkeit der betroffenen Tiere herabsetzen kann (PEUKERT-ADAM et al. 1983, GASSE et al. 1984), wobei ihre Bedeutung noch nicht ausreichend untersucht ist.

Der Gelbkörper bleibt über die Dauer eines Zyklus bzw. über die Dauer der gesamten Trächtigkeit bestehen. Für seine Rückbildung am Ende des Diöstrus oder der Trächtigkeit ist das luteolytische Hormon $\text{PGF2}\alpha$ verantwortlich (GRUNERT 1999).

In der Veterinärmedizin wird beim Rind sowohl natürliches wie auch synthetisches $\text{PGF2}\alpha$ zum Trächtigkeits- oder Zyklusabbruch und somit zur Brunstinduktion eingesetzt. Auch zur Behandlung von Follikel-Luteinzysten wird $\text{PGF2}\alpha$ verwendet. Beim Vorhandensein eines Gelbkörpers soll die Zeit von der Verabreichung des $\text{PGF2}\alpha$ bis zum Auftreten der Brunst zwei bis sechs Tage betragen (SMITH et al. 1998).

Ob die Variabilität der Zeitspanne von der Behandlung der Kühe mit $\text{PGF2}\alpha$ bis zum Eintreten der Brunst im Zusammenhang mit der Art des auf den Ovarien vorhandenen Luteingebildes steht, wurde bisher nicht untersucht. Von Interesse war auch, ob sich das Alter und somit die Refraktärität der Luteingebilde mit ihrer Reaktion auf die Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ in Verbindung bringen lassen.

7.1 Reaktion der verschiedenen Luteingebilde auf die Verabreichung von PGF2 α

Die erste Annahme, dass es sich bei Luteingebilden mit Hohlraum generell um ein pathologisches, die Reproduktion beeinträchtigendes Geschehen handelt (DONALDSON und HANSEL 1968), konnte in neueren Untersuchungen nicht bestätigt werden. Gelbkörper mit Hohlraum sind eine physiologische Abwandlung kompakter Gelbkörper (BOOS et al. 1984, KÄHN 1986, KITO et al. 1986, OKUDA et al. 1988, KÄHN 1989, KASTELIC et al. 1990). Die beiden Formen sollen auf Zellebene sowohl morphologisch wie auch funktionell gleichwertig sein (BOOS et al. 1984, KITO et al. 1986, OKUDA et al. 1988, KÄHN 1989, KASTELIC et al. 1990). Als Ursache für die Entstehung von Gelbkörpern mit Hohlraum wird eine veränderte Ausschüttung des Luteinisierenden Hormons (LH) aus dem Hypophysenvorderlappen vermutet (HORSTMANN et al. 1973).

Die Bedeutung der sogenannten Follikel-Luteinzysten und ihre Auswirkungen auf den Zyklus und die Fertilität des Rindes sind allerdings nach wie vor nicht vollständig geklärt (KESLER und GARVERICK 1982, SILVIA et al. 2002). Im Gegensatz zu den Gelbkörpern, die postovulatorisch entstehen, soll es sich bei den Follikel-Luteinzysten um Gebilde handeln, die durch Luteinisierung der Follikelwände entstehen, ohne dass vorher eine Ovulation erfolgt. Die Ursache wird ebenfalls in einer veränderten Sekretion von LH vermutet (HORSTMANN et al. 1973). Nach DOUTHWAITE und DOBSON (2000) handelt es sich bei Follikel-Luteinzysten um persistierende Gebilde auf den Ovarien mit luteinierter Wand und grossem Hohlraum. Sie grenzen die Follikel-Luteinzyste mittels der Wanddicke gegenüber der Follikel-Thekazyste ab. Ovarialzysten mit einer Wanddicke von ≤ 3 mm im ultrasonographischen Bild werden als Follikel-Thekazysten und Ovarialzysten mit einer Wanddicke von > 3 mm als Follikel-Luteinzysten bezeichnet. Follikel-Thekazysten können luteinisieren und sich ebenfalls in Follikel-Luteinzysten umwandeln (DOUTHWAITE und DOBSON 2000, HASLER et al. 2004). Follikel-Luteinzysten können also auch Follikel-Thekazysten in einem fortgeschrittenen Stadium sein.

Der Schwerpunkt der vorliegenden Untersuchung lag in der Betrachtung der luteinisierten Funktionsgebilde, also kompakter Gelbkörper, Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten. Zur Unterscheidung von Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten wurden in Anlehnung an die Arbeit von KÄHN (1989) zwei verschiedene Grenzwerte für die Dicke der luteinisierten Wand festgelegt, 4 mm und 2 mm. Betrug die Wanddicke 4 mm bzw. 2

mm und mehr, so wurde das Luteingebilde als Gelbkörper mit Hohlraum bezeichnet, betrug sie weniger als 4 mm bzw. 2 mm, wurde es als Follikel-Luteinzyste angesprochen. Die gesamten Berechnungen wurden für beide festgelegten Grenzwerte durchgeführt. Im Gegensatz zu KÄHN (1989) wurde in der vorliegenden Arbeit der Grösse des Hohlraums zur Unterscheidung zwischen Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzyste keine Bedeutung zugemessen. Zur Abgrenzung der Follikel-Luteinzysten gegenüber Follikel-Thekazysten wurde lediglich das Vorhandensein einer luteinisierten bzw. einer nicht-luteinisierten Wand herangezogen (KESLER und GARVERICK 1982, SILVIA et al. 2002).

Im ersten Teil der vorliegenden Arbeit wurden die ultrasonographischen Veränderungen der verschiedenen Luteingebilde sowie die Veränderungen der Progesteronkonzentration im Blut nach Verabreichung von PGF₂ α an 101 Kühen untersucht und verglichen.

Die Einteilung der Luteingebilde in kompakte Gelbkörper, Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten erfolgte anhand des ultrasonographischen Bildes bei der ersten Untersuchung. Dabei wiesen 67.3 % der Luteingebilde einen Hohlraum auf.

KASTELIC et al. (1990) und SINGH et al. (1997) konnten in 79 % der untersuchten Kühe im ultrasonographischen Bild an mindestens einem Tag des Zyklus einen Hohlraum im Gelbkörper darstellen. Der Anteil an Gelbkörpern mit Hohlraum sowie die Grösse ihres Hohlraums variierte im Laufe des Zyklus. KÄHN (1989) stellte fest, dass die Hohlraumentwicklung um den 9. Tag des Zyklus ihren Höhepunkt erreicht. Zu diesem Zeitpunkt ist sowohl der Anteil der Gelbkörper mit Hohlraum an der Gesamtheit der vorhandenen Gelbkörper am grössten als auch der Durchmesser der vorhandenen Hohlräume. Er stellte am 3. Zyklustag in 29 %, am 6. Zyklustag in 45 %, am 8. Zyklustag in 53 %, am 10. Zyklustag in 26 % und am 13. Zyklustag in 7 % einen Hohlraum von über 7 mm Durchmesser im Gelbkörper fest. Der Durchmesser der Hohlräume nahm zu Beginn des Zyklus während acht bis zehn Tagen zu, verringerte sich aber anschliessend rasch wieder.

In der vorliegenden Untersuchung führte die Verabreichung von PGF₂ α zum Sistieren der Hohlraumentwicklung. Es kam zu einer Abnahme der Länge und Breite und somit der Fläche des Hohlraums und zu einer Verringerung des Prozentsatzes an Gelbkörpern mit Hohlraum.

Bei der Beurteilung von Luteingebilden mit Hohlraum setzte KÄHN (1986) den Schwerpunkt auf die Grösse des Hohlraums. Gelbkörper mit einem Hohlraum von über 7 mm Durchmesser bezeichnete er als „zystische“ Gelbkörper. Bei der Ausmessung der Luteinschicht der Gelbkörper mit Hohlraum fand er eine minimale Wanddicke von 4 mm über praktisch den gesamten Zyklus hinweg. In der vorliegenden Arbeit diente die Dicke der Luteinwand als

Kriterium zur Einteilung der Luteingebilde in Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten. Die minimale Wanddicke von 4 mm aus den Untersuchungen von KÄHN (1986) wurde als Grenzwert zur Unterscheidung dieser beiden Luteingebilde gesetzt. Als zweiter Grenzwert wurde 2 mm angenommen. Damit sollte die Follikel-Luteinzyste klar vom Gelbkörper mit Hohlraum zu unterscheiden und die Luteinwand im ultrasonographischen Bild trotzdem deutlich zu erkennen sein. In der vorliegenden Arbeit war die Wand am Tag 0 bei 7.5 % (8 / 107) aller Luteingebilde < 4 mm, bei 2.8 % (3 / 107) < 2 mm. Nach Verabreichung von PGF $_{2\alpha}$ verringerte sich nicht nur der Prozentsatz an Gelbkörpern mit Hohlraum, sondern auch der Anteil an Follikel-Luteinzysten. Am Tag 3 konnten noch 6.0 % (6 / 100) Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und 2.0 % (2 / 100) Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 ermittelt werden. Am Tag 7 waren keine Follikel-Luteinzysten mehr vorhanden.

In den Untersuchungen von KÄHN (1986) wiesen Gelbkörper mit Hohlraum eine signifikant grössere Länge und Breite auf als kompakte Gelbkörper. Diese Resultate konnten in der vorliegenden Untersuchung bestätigt werden, wobei sowohl die Gelbkörper mit Hohlraum mit einer Wanddicke ≥ 4 mm als auch die Gelbkörper mit Hohlraum mit einer Wanddicke ≥ 2 mm am Tag der ersten Untersuchung länger und breiter waren als die kompakten Gelbkörper. Es konnte gezeigt werden, dass die Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und gemäss Definition 2 ebenfalls signifikant länger und breiter waren als die kompakten Gelbkörper. Ihre mittlere Länge war gleichzeitig grösser als diejenige von Gelbkörpern mit Hohlraum. Die Breite unterschied sich jedoch nicht signifikant zwischen Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten. Ein Grenzwert für die Länge und Breite zur Unterscheidung zwischen Gelbkörpern mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten konnte nicht festgelegt werden. Nach den angewandten Definitionen können einzelne Follikel-Luteinzysten kürzer und schmaler sein als Gelbkörper mit Hohlraum.

Beim Vergleich der errechneten durchschnittlichen Luteingewebsfläche am Tag der ersten Untersuchung konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 und 2 und kompakten Gelbkörpern gefunden werden. Die Luteingewebsfläche der kompakten Gelbkörper und Gelbkörper mit Hohlraum war aber signifikant grösser als diejenige der Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und 2.

Beim errechneten Volumen des Luteingewebes konnte am Tag der ersten Untersuchung ein signifikanter Unterschied zwischen kompakten Gelbkörpern und Gelbkörpern mit Hohlraum festgestellt werden. Das Luteingewebsvolumen war gemäss Definition 1 und 2 signifikant grösser bei Gelbkörpern mit Hohlraum als bei kompakten Gelbkörpern. Dies stimmt mit den Untersuchungen von KÄHN (1986) überein, in denen ebenfalls ein signifikant grösseres

Volumen des Luteingewebes bei Gelbkörpern mit Hohlraum gegenüber kompakten Gelbkörpern festgestellt werden konnte. Zwischen dem mittleren Luteingewebsvolumen aller Gelbkörper und der Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und 2 konnte allerdings kein signifikanter Unterschied festgestellt werden.

Neben den Werten am Tag der ersten Untersuchung wurden auch die Veränderungen der unterschiedlichen Parameter zur Beschreibung der Luteingebilde zwischen Tag 0 und Tag 4 miteinander verglichen. Nur in diesem Zeitraum waren Messwerte von allen Kühen vorhanden. Ab Tag 5 nahm die Anzahl der untersuchten Kühe ab, da für die einzelne Kuh die Studie endete, sobald die Ovulation stattgefunden hatte.

Die Veränderung der Fläche des Luteingewebes über die Tage 0 bis 4 verhielt sich ähnlich bei kompakten Gelbkörpern ($n = 12$) und Gelbkörpern mit Hohlraum ($n = 45$ gemäss Definition 1 und $n = 50$ gemäss Definition 2). Der Vergleich der Luteingewebsfläche zwischen Gelbkörpern ($n = 57$ gemäss Definition 1 und $n = 62$ gemäss Definition 2) und Follikel-Luteinzysten ($n = 7$ gemäss Definition 1 und $n = 2$ gemäss Definition 2) im Zeitraum von Tag 0 bis Tag 4 zeigte jedoch deutliche Unterschiede. Die Fläche der aller Gelbkörper nahm in den ersten drei Tagen nach Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ signifikant ab, während die Fläche der Follikel-Luteinzysten sich nur langsam verringerte oder leicht anstieg. Entsprechend verhielt es sich beim Vergleich der Luteingewebsvolumina. Die Abnahme der Luteingewebsmenge im ultrasonographischen Bild als Antwort auf die Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ lief also bei den Follikel-Luteinzysten gegenüber den Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum verzögert ab.

Für dieses Phänomen können zwei verschiedene Ursachen in Betracht gezogen werden. Zum einen wäre es möglich, dass Follikel-Luteinzysten als pathologische Gebilde aufgrund einer Funktionsstörung verzögert auf die Gabe von $\text{PGF2}\alpha$ reagieren. Zum zweiten könnte es sich bei den sogenannten Follikel-Luteinzysten um junge, noch schwach luteinisierte Gelbkörper handeln, die sich im Zuge eines physiologischen, postovulatorischen Geschehens entwickelt haben. Die verzögerte Reaktion auf die Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ wäre dabei möglicherweise auf ihre Refraktärität zurückzuführen (LEVY et al. 2000). Allerdings sind laut KÄHN (1986) die grössten Hohlräume am Tag 9 des Zyklus zu erwarten. Zu diesem Zeitpunkt dürfte der grösste Teil der Gelbkörper nicht mehr refraktär auf $\text{PGF2}\alpha$ reagieren (ROWSON et al. 1972, BRAUN et al. 1988, LEVY et al. 2000).

Um die oben beschriebene verzögerte Reaktion der Follikel-Luteinzysten auf die Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ genauer zu betrachten, wurden die Veränderungen der Luteingewebsfläche und des Luteingewebsvolumens der Follikel-Luteinzysten ($n = 8$) zwischen den Tagen 0 und 4

aufgetrennt und einzeln betrachtet. Auffallend war, dass bezüglich der Luteingewebsfläche und des Luteingewebsvolumens unter den acht verschiedenen Gebilden kein einheitlicher Verlauf festgestellt werden konnte. Daher lässt sich auch nicht auf eine verzögerte Reaktion der Follikel-Luteinzysten allgemein auf die Verabreichung von PGF₂α schliessen. Es kann vermutet werden, dass es sich bei den sogenannten Follikel-Luteinzysten um eine heterogene Gruppe von Luteingebilden handelte. Möglicherweise setzte sich diese aus Luteingebilden unterschiedlichen Alters zusammen, wobei auch refraktäre Luteingebilde miteingeschlossen wurden.

Bis Mitte der achtziger Jahre konnten die Ovarien und ihre Funktionszustände nur an Schlachtpräparaten und mittels Hormonanalysen untersucht werden. Dabei handelte es sich stets um Momentaufnahmen. Erst mit dem Einsatz der Sonographie konnten die Follikulogenese und die Gelbkörperentwicklung in Kombination mit Hormonuntersuchungen kontinuierlich am lebenden Tier untersucht werden (PIERSON und GINTHER 1984).

KÄHN (1986), GRYGAR et al. (1997), SINGH et al. (1997), TOM et al. (1998), BATTOCCHIO et al. (1999) und KAYACIK et al. (2005) beschrieben eine hohe Korrelation zwischen dem Durchmesser des Gelbkörpers im Ultraschallbild und der Progesteronkonzentration im Blut. Einzig am Zyklusende divergierten die strukturellen und funktionellen Veränderungen am Gelbkörper. Das Absinken der Progesteronwerte ging den Flächenveränderungen am Luteingewebe um ein bis zwei Tage voraus (TOM et al. 1998, BATTOCCHIO et al. 1999).

In der vorliegenden Studie erfolgten die Veränderungen an der Luteingewebsfläche der untersuchten Kühe zwischen Tag 0 und Tag 6 nach der Verabreichung von PGF₂ weitgehend parallel zu den Veränderungen der Blutprogesteronwerte. Zwischen Tag 0 und Tag 3 war eine starke Verminderung des Luteingewebes der Gelbkörper, gemessen anhand seiner Fläche im ultrasonographischen Bild, sowie ein deutlicher Abfall der Progesteronwerte im Blut festzustellen. Die Luteingewebsfläche lag bis zum Tag 6 unter 500 mm² und die Blutprogesteronkonzentration unter 2 ng/ml. Es konnte nicht bestätigt werden, dass die Progesteronkonzentration absinkt, bevor ultrasonographisch eine Verminderung der Luteingewebsmenge festgestellt werden kann.

Zur Überprüfung der Funktionsfähigkeit des Luteingewebes wurde die Blutprogesteronkonzentration der Kühe mit den auf den Ovarien vorhandenen Luteingebilden verglichen.

Bei Kühen mit einem kompakten Gelbkörper konnten am Tag der ersten Untersuchung mit 5.1 ng/ml signifikant höhere Blutprogesteronkonzentrationen gemessen werden als bei Kühen mit einem Gelbkörper mit Hohlraum gemäss Definition 1 und 2 mit 3.3 ng/ml. Dies stimmt mit den Resultaten von DONALDSON und HANSEL (1968) überein, die in ihren Untersuchungen bei

Kühen mit einem Gelbkörper mit Hohlraum ebenfalls geringere Blutprogesteronwerte feststellten als bei Kühen mit einem kompakten Gelbkörper. Eine mögliche Begründung liegt darin, dass junge Gelbkörper, deren Progesteronproduktion den Höhepunkt noch nicht erreicht hat, vermehrt Hohlräume aufweisen. Im Gegensatz dazu stehen die Ergebnisse der Untersuchungen von OKUDA et al. (1988) und KÄHN (1989), die im Blut von Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum signifikant höhere Progesteronwerte nachwiesen als im Blut von Kühen mit kompakten Gelbkörpern. KITO et al. (1986) konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Blutprogesteronkonzentrationen von Kühen mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum nachweisen.

Interessant war, dass zwischen Kühen mit einem Gelbkörper mit oder ohne Hohlraum und Kühen mit einer Follikel-Luteinzyste gemäss Definition 1 ($c = 4.2 \text{ ng/ml}$) und 2 ($c = 4.4 \text{ ng/ml}$) in den vorliegenden Untersuchungen keine signifikanten Unterschiede in den Blutprogesteronwerten festgestellt werden konnten.

Neben der Blutprogesteronkonzentration am Tag der ersten Untersuchung wurde auch hier die Veränderung der Progesteronwerte über mehrere Tage verglichen. Im Zeitraum vom Tag 0 bis zum Tag 6 konnten die Messwerte aller Kühe verwendet werden. Unabhängig von der Art des vorhandenen Luteingebildes konnte bereits zwischen Tag 0 und Tag 3 nach der Verabreichung von $\text{PGF}_2\alpha$ ein deutlicher Abfall der Blutprogesteronkonzentration festgestellt werden.

Zum Vergleich der Veränderungen der Luteingewebsmenge und der Konzentration an Progesteron im Blut der Kühe verwendete KÄHN (1986) als Mengenangabe für das Luteingewebe dessen Volumen. Jedoch ist die Ungenauigkeit bei der Berechnung der Volumina aufgrund des Quadrats der Breite grösser als bei der Berechnung der Fläche. Daher wurde in der vorliegenden Arbeit zum Vergleich der Menge an Luteingewebe und der Blutprogesteronkonzentration die Fläche des Luteingewebes im ultrasonographischen Bild herangezogen.

Anhand der vorliegenden Untersuchungen konnte festgestellt werden, dass die Veränderung in der Funktion der Follikel-Luteinzysten nach Verabreichung von $\text{PGF}_2\alpha$, gemessen an der Blutprogesteronkonzentration, nicht zwingend mit der Veränderung der Fläche des Luteingewebes im ultrasonographischen Bild korrelierte. Zwischen Tag 0 und Tag 3 konnte an den Gelbkörpern eine signifikante Verminderung der Luteingewebsmenge festgestellt werden, während die Luteingewebsmenge der Follikel-Luteinzysten in dieser Zeit etwa konstant blieb oder leicht anstieg. Die Blutprogesteronkonzentration aber fiel zwischen Tag 0 und Tag 3 unabhängig vom auf den Ovarien vorhandenen Luteingebilde signifikant ab. Im Gegensatz zur Luteingewebsmenge erfolgte also die Verringerung der Blutprogesteronkonzentration bei Kühen

mit Follikel-Luteinzysten ohne Verzögerung. Die Verlaufskurve der Progesteronwerte von Kühen mit Follikel-Luteinzysten ($n = 3$ gemäss Definition 1 und $n = 1$ gemäss Definition 2) entsprach derjenigen von Kühen mit kompakten Gelbkörpern ($n = 5$) und Gelbkörpern mit Hohlraum ($n = 21$ gemäss Definition 1 und $n = 23$ gemäss Definition 2). Die durchschnittliche Blutprogesteronkonzentration aller Luteingebilde von 4.4 ng/ml am Tag 0 fiel nach der Verabreichung von PGF2 α innerhalb von drei Tagen auf 0.4 ng/ml ab. Sie blieb bis zum Ende der Untersuchung am Tag 7 auf Werten unter 1 ng/ml. Diese Ergebnisse entsprechen den Untersuchungen von REPASI et al. (2003 und 2005), in denen die Blutprogesteronwerte von mit PGF2 α behandelten Kühen von Ausgangswerten um 4.0 ng/ml am Tag 0 auf Werte unter 0.5 ng/ml am Tag 3 abfielen. Bei Blutprogesteronkonzentrationen unter 0.5 ng/ml wurde der Gelbkörper als funktionslos erachtet.

Zwischen den Tagen 0 und 4 wurde der Verlauf der Blutprogesteronkonzentration von Kühen, die eine Follikel-Luteinzyste auf den Ovarien aufwiesen, wiederum für die einzelnen Tiere getrennt betrachtet.

Während die Verlaufskurven der Länge, der Breite, der Fläche und des Volumens der einzelnen Follikel-Luteinzysten nach der Verabreichung von PGF2 α sehr heterogen erschienen, zeigte die Blutprogesteronkonzentration zwischen Tag 0 und Tag 3 bei fünf der acht Kühe einen starken Abfall. Bei zwei Kühen mit Follikel-Luteinzysten war nach Verabreichung von PGF2 α ein leichter Anstieg des Progesteronwertes im Blut nachzuweisen und bei einer Kuh fehlten die Blutprogesteronwerte. Durchschnittlich fiel die Blutprogesteronkonzentration innerhalb von drei Tagen unter 1 ng/ml und blieb bis zum Tag 7 unverändert. Es kann vermutet werden, dass die zwei Kühe, bei denen nach der Verabreichung von PGF2 α ein kontinuierlicher Anstieg der Progesteronkonzentration festzustellen war, ein refraktäres Luteingebilde aufwiesen (ROWSON et al. 1972, BRAUN et al. 1988).

Um Genaueres über die Funktionsfähigkeit der verschiedenen Luteingebilde aussagen zu können, wurde nach der Verabreichung von PGF2 α die Ausprägung der äusserlichen Brunstsymptome beobachtet, die Kühe wurden besamt und nach 28 Tagen auf Trächtigkeit untersucht. Von den 101 Kühen zeigten 82.2 % (83 / 101) innerhalb von sieben Tagen nach der Verabreichung von PGF2 α Brunstsymptome und wurden besamt. Dabei konnten über 82.8 % (77 / 93) der Kühe mit Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum, 71.4 % (5 / 7) der Kühe mit einer Follikel-Luteinzyste mit einer Wanddicke von weniger als 4 mm und alle Kühe (3 / 3) mit einer Follikel-Luteinzyste mit einer Wanddicke von weniger als 2 mm belegt werden. Daraus kann geschlossen werden, dass bei der Behandlung von Kühen mit PGF2 α das Vorhandensein von

sogenannten Follikel-Luteinzysten keinen Einfluss auf die nachfolgende Ausprägung der äusserlich erkennbaren Brunstsymptome zu haben scheint. Die Zeitdauer von der Verabreichung des PGF2 α bis zur Ovulation war ebenfalls unabhängig von der Art des vorhandenen Luteingebildes.

Von den 83 besamten Kühen konnte bei 23 am Tag 28 mittels Ultrasonographie eine Trächtigkeit festgestellt werden. Davon wiesen acht einen kompakten Gelbkörper, 21 einen Gelbkörper mit Hohlraum gemäss Definition 1 und 22 einen Gelbkörper mit Hohlraum gemäss Definition 2, zwei eine Follikel-Luteinzyste gemäss Definition 1 und eine eine Follikel-Luteinzyste gemäss Definition 2 auf. Die Vermutung, dass Follikel-Luteinzysten durch Persistenz und anhaltende Progesteronproduktion negative Auswirkungen auf die Fruchtbarkeit des Rindes haben sollen (GARVERICK 1997), konnte dadurch nicht bestätigt werden.

In anderen Studien wird die Meinung vertreten, dass nicht Follikel-Luteinzysten selbst als pathologische Strukturen zu betrachten sind, sondern dass die zu ihrer Entstehung führenden Ursachen von Bedeutung für die Fruchtbarkeit des Rindes sein könnten (GASSE et al. 1984). Denkbar wäre, dass durch eine Ovulationsstörung Follikel-Luteinzysten mehrmals in Folge auftreten könnten. Dabei wären die betroffenen Tiere aufgrund der Ovulationsstörung unfruchtbar. Treten Follikel-Luteinzysten nur einmalig auf, bestehen allerdings keine Hinweise darauf, dass sie als Sterilitätsfaktor eine Bedeutung haben (PEUKERT-ADAM et al. 1983). Generell zeigen neuere Studien, dass der negative Einfluss der Ovarialzysten auf die Fruchtbarkeit geringer ist als früher angenommen. Bis zu 60 % der Kühe mit Follikel-Thekazysten weisen einen normalen Zyklus auf (JOU et al. 1999, PETER 2004, FRIOLET 2008).

Zusammenfassend kann zum ersten Teil dieser Arbeit festgestellt werden, dass in die Gruppe der sogenannten Follikel-Luteinzysten aufgrund der verwendeten Definitionen möglicherweise refraktäre Luteingebilde miteingeschlossen wurden. Dadurch könnte die statistische Auswertung dahingehend beeinflusst worden sein, dass sich eine verzögerte Reaktion der Follikel-Luteinzysten auf die Verabreichung von PGF2 α ergab. Im Rahmen dieser Arbeit konnte nicht nachgewiesen werden, dass die sogenannten Follikel-Luteinzysten die Fertilität der nachfolgenden, durch PGF2 α ausgelösten Brunst negativ beeinflussten. Betroffene Tiere können tragend werden. Es kann in Betracht gezogen werden, dass Follikel-Luteinzysten möglicherweise physiologische Gelbkörper sein könnten. Dafür könnten auch die histologischen Untersuchungen von PEUKERT-ADAM et al. (1983) und die elektronenmikroskopischen Untersuchungen von GASSE et al. (1984) sprechen, die in der Struktur der beiden Luteingebilde

und im Aufbau ihrer Zellen keine wesentlichen Unterschiede fanden. Falls die Follikel-Luteinzysten physiologische Gelbkörper wären, würde es sich wohl um Gelbkörper in Anbildung handeln, da diese eher eine schwach luteinisierte Wand und einen grossen Hohlraum aufweisen (KÄHN 1989).

In Einzeluntersuchungen werden Luteingebilde anhand ihrer Wanddicke und Hohlraumgrösse in Gelbkörper und Follikel-Luteinzysten eingeteilt, wobei mit Definitionen gearbeitet wird, deren Richtigkeit nicht erwiesen ist. Der zweite wichtige Punkt zur Unterscheidung zwischen Gelbkörpern und Follikel-Luteinzysten ist deren Entstehung (PEUKERT-ADAM et al. 1983), die sich allerdings in Momentaufnahmen nicht eruieren lässt. Entstehen die Follikel-Luteinzysten im Zuge eines postovulatorischen Geschehens, so besteht kein Hinweis auf einen pathologischen Vorgang. Handelt es sich aber um ein präovulatorisches Geschehen, wobei die Follikel-Luteinzyste durch Luteinisierung eines Follikels oder einer Follikel-Thekazyste entsteht (PEUKERT-ADAM et al. 1983, DOUTHWAITE und DOBSON 2000, HASLER et al. 2004), kann vermutet werden, dass ein pathologischer Vorgang zur Entstehung der Follikel-Luteinzyste geführt haben könnte (HORSTMANN et al. 1973), die Follikel-Luteinzyste aber nicht zwingend selbst ein pathologisches Gebilde darstellen muss. Somit lassen sich Gelbkörper mit Hohlraum und Follikel-Luteinzysten in einer Momentaufnahme nicht eindeutig unterscheiden.

7.2 Reaktion von jungen Gelbkörpern auf die Verabreichung von PGF2 α

Um die Entstehung und die Bedeutung der sogenannten Follikel-Luteinzysten genauer abzuklären, sollte die These überprüft werden, ob es sich bei den Follikel-Luteinzysten um junge Gelbkörper handeln könnte, die sich in der Refraktärphase befinden. Dazu wurden im zweiten Teil dieser Arbeit 15 Kühe am Tag 3 oder am Tag 5 nach der Ovulation mit PGF2 α behandelt und die Entwicklung des Gelbkörpers mittels ultrasonographischer Untersuchungen und Messungen der Blutprogesteronkonzentration verfolgt.

Frühere Untersuchungen ergaben eine Refraktärzeit beim Rind bis mindestens zum Tag 6, wobei der Tag der Ovulation als Tag 1 bezeichnet wurde. Somit stimmen diese Untersuchungen mit den Ergebnissen von ROWSON et al. (1972) und BRAUN et al. (1988) überein, die belegen, dass PGF2 α vor Tag 5 des Zyklus keine Wirkung auf die Struktur und die Funktion des Gelbkörpers zeigt. In neueren Arbeiten wurde der Tag der Ovulation als Tag 0 definiert.

Überraschende Ergebnisse lieferten dann die Untersuchungen von BERGFELT et al. (2006) bei Stuten und von CARLUCCIO et al. (2008) bei Eselstuten. Nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 3 beobachteten sie im ultrasonographischen Bild eine Verminderung des Durchmessers des Gelbkörpers einhergehend mit einem vorübergehenden Progesteronabfall, der zwei Tage nach der Behandlung auftrat. Nach einem erneuten kurzen Anstieg der Blutprogesteronkonzentration kam es zum endgültigen Abfall des Progesterons und zur vollständigen Rückbildung des Gelbkörpers (Luteolyse). Der Zyklus der Stuten verkürzte sich, die Stuten kamen in Rosse und ovulierten neun bis zehn Tage nach Verabreichung von PGF2 α . Beim Rind lässt sich mittels einmaliger PGF2 α -Gabe vor Tag 5 nach der Ovulation keine Luteolyse auslösen, wie ROWSON et al. (1972) und BRAUN et al. (1988) zeigen konnten. Damit lässt sich in dieser frühen Phase auch der Zyklus nicht verkürzen. Trotzdem könnten möglicherweise nach Behandlung der Kühe mit PGF2 α in der Refraktärphase strukturelle und funktionelle Veränderungen am Gelbkörpergewebe auftreten, die mittels Ultrasonographie oder Hormonbestimmungen festgestellt werden könnten. Entsprechende Untersuchungen lagen beim Rind bisher noch nicht vor.

Erwartungsgemäss und entsprechend den Untersuchungen von ROWSON et al. (1972) und BRAUN et al. (1988) blieb die Zyklusdauer bei den Kühen (n = 7), die am Tag 3 nach der Ovulation PGF2 α erhielten, unverändert, und die Kühe ovulierten zwischen Tag 20 und Tag 27 nach der letzten Ovulation. Von den acht Kühen, denen am Tag 5 PGF2 α verabreicht wurde, zeigten fünf einen verkürzten Zyklus, und die Ovulation erfolgte bei all diesen Kühen am Tag 9. Die übrigen drei Kühe ovulierten zwischen Tag 21 und Tag 26 nach der letzten Ovulation. Ob eine Kuh nach Verabreichung von PGF2 α innerhalb von zwei bis sechs Tagen in Brunst kam, war vermutlich neben individuellen Unterschieden abhängig davon, wie viel Zeit genau zwischen der Ovulation und der Verabreichung von PGF2 α lag. Der Zeitpunkt der Ovulation wurde nur auf den Tag genau bestimmt. Um diesen Zusammenhang näher zu betrachten, müssten Untersuchungen in kürzeren Abständen durchgeführt werden.

Während der kontinuierlichen ultrasonographischen Untersuchungen über die Zeitdauer eines Zyklus hinweg stellte sich der periodische Gelbkörper bei vier der 15 Kühe während mindestens einem Tag bis maximal 12 Tagen als Luteingebilde mit grossem Hohlraum und einer Wanddicke ≤ 4 mm dar. Nachweislich waren alle diese Luteingebilde postovulatorisch aus einem kollabierten Follikel entstanden. Nur als Momentaufnahme betrachtet, könnten diese Luteingebilde per definitionem (1) als Follikel-Luteinzysten angesprochen werden. Trotzdem verliefen die betreffenden Zyklen ohne Besonderheiten. Die nachfolgende Brunst war äusserlich

erkennbar, eine Besamung konnte durchgeführt und die Ovulation des jeweils grössten Follikels beobachtet werden. Es ist anzunehmen, dass diese Luteingebilde die Funktion eines physiologischen zyklischen Gelbkörpers hatten. Die Progesteronproduktion scheint auszureichen, den physiologischen Ablauf des Zyklus, möglicherweise auch das Fortbestehen einer Frühgravidität, zu gewährleisten. Die dünnwandigen Luteingebilde werden allerdings während der Frühträchtigkeit kaum beobachtet. Die Untersuchungen von KÄHN (1989) zeigten, dass der Höhepunkt der Hohlraumentwicklung sowohl im Zyklus als auch während der Frühgravidität zwischen dem 8. und dem 10. Tag nach der Ovulation liegt. In den folgenden Tagen nehmen sowohl die Häufigkeit als auch der Durchmesser der Hohlräume in den Gelbkörpern ab. Zum Zeitpunkt der Trächtigkeitsuntersuchung etwa 4 Wochen nach der Besamung oder Bedeckung ist ein Hohlraum in der Regel nicht mehr zu erkennen.

Den 7 Kühen der Gruppe 1 wurde am Tag 3 und den acht Kühen der Gruppe 2 am Tag 5 nach der Ovulation PGF2 α verabreicht. Der Verlauf der durchschnittlichen Länge, Breite, Fläche und des durchschnittlichen Volumens der Gelbkörper verlief bei den Kühen innerhalb dieser beiden Gruppen ähnlich. Die Veränderungen der verschiedenen Parameter wurden jeweils über die Tage 2 bis 9 nach der Ovulation betrachtet, da in diesem Zeitraum die Daten von allen Kühen verwendet werden konnten. Nach Tag 9 verringerte sich die Anzahl der untersuchten Kühe um diejenigen, die am Tag 9 ovuliert hatten. Der Verlauf der durchschnittlichen Länge, Breite, Fläche und des durchschnittlichen Volumens unterschied sich erwartungsgemäss zwischen den Kühen der Gruppe 1 und der Gruppe 2, ebenso der Verlauf der Länge, Breite und des Volumens des jeweils grössten Follikels. Bei allen Kühen der Gruppe 1 konnte zwischen Tag 2 und Tag 9 eine kontinuierliche Zunahme des Luteingewebes und der Progesteronkonzentration im Blut nachgewiesen werden. Im Gegensatz zu den Stuten in den Untersuchungen von BERGFELT et al. (2006) und von CARLUCCIO et al. (2008) konnte bei den Kühen ein Sistieren des Gelbkörperwachstums und der Progesteronproduktion nicht festgestellt werden (ROWSON et al. 1972 und BRAUN et al. 1988). Unter den Kühen der Gruppe 2 gab es solche, die auf die Verabreichung von PGF2 α am Tag 5 mit einer Verminderung des Luteingewebes, einem Abfall der Blutprogesteronkonzentration und einem verkürzten ovulatorischen Intervall reagierten (Reagenten, n = 5) und solche, die ihren Zyklus ohne deutliche Veränderungen des Gelbkörperwachstums oder der Progesteronproduktion fortsetzten (Nicht-Reagenten, n = 3). Erwartungsgemäss unterschied sich die Fläche und das Volumen der Gelbkörper am Tag 3 und am Tag 5 nach der Ovulation nicht signifikant zwischen den Reagenten und den Nicht-Reagenten. Am Tag 7 aber konnte bei den Reagenten signifikant weniger Luteingewebe und signifikant verminderte Progesteronwerte festgestellt werden. Die Veränderung der

Luteingewebsfläche, des Luteingewebsvolumens und der Progesteronkonzentration verlief bei den Reagenten und den Nicht-Reagenten unterschiedlich. Die Luteingewebsmenge sowie die Progesteronwerte erreichten in beiden Fällen ihr Maximum am Tag 5. Anschliessend blieben die Werte der Nicht-Reagenten in etwa konstant, während sie bei den Reagenten signifikant abfielen.

In der vorliegenden Untersuchung konnte mit einer einmaligen Gabe von $\text{PGF2}\alpha$ am Tag 3 des Brunstzyklus die Luteolyse nicht ausgelöst und das ovulatorische Intervall nicht verkürzt werden. Dies entspricht den Ergebnissen von BRAUN et al. (1988). Sie stellten fest, dass sich bei Kühen, die am Tag 12 des Zyklus $\text{PGF2}\alpha$ erhielten, die Anzahl sekretorischer Granula in den grossen Lutealzellen verminderten, nicht aber bei Kühen, denen am Tag 4 $\text{PGF2}\alpha$ verabreicht wurde. Es wird vermutet, dass die Degranulation der Lutealzellen eines der ersten Geschehnisse im Ablauf der Luteolyse darstellt.

Bei den Tieren der Gruppe 1 konnten also keine Veränderungen am Gelbkörper, kein Abfall der Blutprogesteronkonzentration und somit auch klinisch keine Anzeichen einer Brunst festgestellt werden. Bei den meisten Tieren der Gruppe 2 konnte eine Luteolyse ausgelöst werden. Bereits am nächsten Tag waren am Gelbkörper im ultrasonographischen Bild morphologische Veränderungen und im Blut ein deutlicher Abfall der Progesteronwerte erkennbar. Die Ergebnisse der Untersuchungen von TOM (1998), wonach sich die Progesteronkonzentration verringerte, bevor ultrasonographisch strukturelle Veränderungen des Gelbkörpers sichtbar wurden, konnten nicht bestätigt werden.

Die Entwicklung des jeweils grössten und zweitgrössten Follikels verlief bei den Kühen der Gruppe 1 und der Gruppe 2 ähnlich. Weder zwischen Kühen der Gruppe 1 und der Gruppe 2 noch zwischen Reagenten und Nicht-Reagenten der Gruppe 2 war die Länge, die Breite und das Volumen des jeweils grössten Follikels am Tag 3, Tag 5 und Tag 7 signifikant unterschiedlich. Diese Ergebnisse können dadurch erklärt werden, dass das Wachstum des grössten Follikels ähnlich abläuft, unabhängig davon, ob sich dieser Follikel zu einem Östrus- oder Diöstrusfollikel entwickeln wird (SIROIS und FORTUNE 1988, GINTHER et al. 1989, GINTHER et al. 1996, GINTHER et al. 1997, ADAMS 1999). Die Breite und das Volumen des jeweils zweitgrössten Follikels der Nicht-Reagenten waren aber signifikant grösser als die der Reagenten. Möglicherweise haben die hohen Progesteron- bzw. die geringen Östrogenwerte zum Zeitpunkt der Follikelanbildung einen Einfluss auf die Grösse des zweitgrössten Follikels. Die Veränderung der beiden grössten Follikel zwischen Tag 2 und Tag 9 war unterschiedlich zwischen den Reagenten und den Nicht-Reagenten. Dies ist darin begründet, dass am Tag 9 bei

den Reagenten die Ovulation bereits stattgefunden hat und dadurch ein kleinerer Follikel zum grössten wird. Bei den Nicht-Reagenten handelt es sich beim grössten Follikel um den Diöstrusfollikel, der vorerst noch bestehen bleibt und sich dann langsam zurückbildet (SIROIS und FORTUNE 1988, GINTHER et al. 1989, GINTHER et al. 1996, GINTHER et al. 1997, ADAMS 1999).

Der Verlauf der Luteingewebsfläche wurde mit dem der Blutprogesteronkonzentration verglichen. Die beiden Parameter verliefen sowohl bei den Tieren der Gruppe 1 als auch bei den Reagenten der Gruppe 2 weitgehend parallel. Auffallend war jedoch, dass bei den Nicht-Reagenten unter den Kühen der Gruppe 2 die Progesteronkonzentration im Blut zwischen Tag 2 und Tag 9 kontinuierlich anstieg, während das Wachstum der Luteingewebsfläche am Tag der PGF2 α -Gabe (Tag 5) sein Maximum erreichte und anschliessend wieder abfiel. Bei den Tieren der Gruppe 1 hingegen, denen am Tag 3 PGF2 α verabreicht wurde, stieg neben der Blutprogesteronkonzentration auch die Fläche des Luteingewebes kontinuierlich bis zum Tag 9 an. Möglicherweise befinden sich die Gelbkörper der Nicht-Reagenten am Tag 5 am Übergang von der refraktären in die nicht-refraktäre Phase. Dabei könnte die Verabreichung von PGF2 α schon Auswirkungen auf das Wachstum des Gelbkörpers haben, nicht aber auf die Funktion der Progesteronsynthese. Leider handelte es sich hierbei um eine zu geringe Anzahl Tiere, um eine Aussage darüber machen zu können. Für genauere Abklärungen sind Untersuchungen in kürzeren Abständen an einer grösseren Anzahl Tiere erforderlich.

7.3 Schlussfolgerung

Zusammenfassend kann festgestellt werden, dass von 101 Kühen mit mindestens einem Luteingebilde auf den Ovarien, dessen Entstehung und Alter unklar war, 83 Kühe nach Verabreichung von PGF2 α innerhalb von sieben Tagen ovulierten. Es konnte gezeigt werden, dass nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 3 nach der Ovulation keine Luteolyse erfolgte, nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 5 allerdings trat bei 63 % der behandelten Tiere eine Brunst ein. Follikel-Luteinzysten, wie sie den Definitionen in dieser Arbeit entsprechen, können im Laufe normaler Brunstzyklen in der Funktion als periodische Gelbkörper beobachtet werden. Da die Untersuchungen kontinuierlich über die Dauer eines Brunstzyklus erfolgten, konnte nachgewiesen werden, dass sich die Follikel-Luteinzysten postovulatorisch entwickelt haben. Trotz der schwachen Luteinisierung dieser Funktionskörper verliefen die Brunstzyklen ohne

Besonderheiten. Somit kann vermutet werden, dass das Luteingewebe in der schmalen Luteinwand der Follikel-Luteinzysten ausreicht, um die physiologische Funktion eines Gelbkörpers zu erfüllen.

Gleichzeitig ist festzuhalten, dass mittels der Einteilung der Luteingebilde aufgrund einer Momentaufnahme keine Aussage darüber gemacht werden kann, ob es sich dabei um einen Gelbkörper oder eine Follikel-Luteinzyste handelt. Entscheidend für die Unterscheidung dieser zwei Luteingebilde ist ihre Entstehung. Aufgrund der vorliegenden Untersuchungsergebnisse kann die Entwicklung von Follikel-Luteinzysten infolge eines pathologischen Vorgangs, wie einer hormonellen Störung, nicht ausgeschlossen werden, jedoch konnten keinerlei Hinweise auf eine pathologische Bedeutung der Follikel-Luteinzyste festgestellt werden.

8 LITERATURVERZEICHNIS

- ADAMS, G. P., R. L. MATTERI, J. P. KASTELIC, J. C. KO and O. J. GINTHER (1992): Association between surges of follicle-stimulating hormone and the emergence of follicular waves in heifers. *J. Reprod. Fertil.* 94, 177-188.
- ADAMS, G. P. (1999): Comparative patterns of follicle development and selection in ruminants. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 54, 17-32.
- ALILA, H. W. and W. HANSEL (1984): Origin of different cell types in the bovine corpus luteum as characterized by specific monoclonal antibodies. *Biol. Reprod.* 31, 1015-1025.
- ARBEITER, K., S. ASLAN und F. SCHWARZENBERGER (1990): Untersuchungen über die Ovarzyste beim Rind – Entstehung, Therapieerfolge, Fruchtbarkeit. *Dtsch. Tierärztl. Wschr.* 97, 380-382.
- AUSTIN, E. J., M. MIHM, A. C. EVANS, P. G. KNIGHT, J. L. H. IRELAND and J. F. ROCHE (2001): Alterations in intrafollicular regulatory factors and apoptosis during selection of follicles in the first follicular wave of the bovine estrous cycle. *Biol. Reprod.* 64, 839-848.
- BARTLETT, P. C., P. K. NGATEGIZE, J. B. KANEENE, J. H. KIRK, S. M. ANDERSON and E. C. MATHER (1986): Cystic follicular disease in Michigan Holstein-Friesian cattle: incidence, descriptive epidemiology and economic impact. *Prev. Vet. Med.* 4, 15-33.
- BATTOCCHIO, M., G. GABAI, A. MOLLO, M. C. VERONESI, F. SOLDANO, G. BONO and F. CAIROLI (1999): Agreement between ultrasonographic classification of the CL and plasma progesterone concentration in dairy cows. *Theriogenology* 51, 1059-1069.
- BEAL, W. E., R. A. MILVAE and W. HANSEL (1980): Oestrous cycle length and plasma progesterone concentrations following administration of prostaglandin F 2 alpha early in the bovine oestrous cycle. *J. Reprod. Fertil.* 59, 393-396.
- BERARDINELLI, J. G. and R. ADAIR (1989): Effect of prostaglandin F 2 alpha dosage and stage of oestrous cycle on the oestrous response and corpus luteum function in beef heifers. *Theriogenology* 32, 301-314.
- BERGFELT, D. R., J. P. KASTELIC and O. J. GINTHER (1991): Continued periodic emergence of follicular waves in non-bred progesterone-treated heifers. *Anim. Reprod. Sci.* 24, 193-204.

- BERGFELT, D. R., R. A. PIERSON and O. J. GINTHER (2006): Regression and resurgence of the CL following prostaglandin F 2 alpha treatment 3 days after ovulation in mares. *Theriogenology* 65, 1605-1619.
- BOOS, A., I. PEUKERT-ADAM und R. SCHWARZ (1984): Vergleichende lipidhistochemische Untersuchungen am Luteingewebe von Follikel-Lutein-Zysten und Corpora lutea periodica des Rindes. *Zentralbl. Veterinärmed. A* 31, 763-775.
- BOSTEDT, H., R. STOLLA, C. HUNDSHELL und W. LEIDL (1979): Zur Ovarialzyste des Rindes. II. Klinische und hormonanalytische Befunde. *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.* 92, 506-511.
- BRAUN, N. S., E. HEATH, J. R. CHENAULT, R. D. SHANKS and J. E. HIXON (1988): Effects of prostaglandin F 2 alpha on degranulation of bovine luteal cells on days 4 and 12 of the oestrous cycle. *Am. J. Vet. Res.* 49, 516-519.
- CARROLL, D. J., R. A. PIERSON, E. R. HAUSER, R. R. GRUMMER and D. K. COMBS (1990): Variability of ovarian structures and plasma progesterone profiles in dairy cows with ovarian cysts. *Theriogenology* 34, 349-370.
- CHOUDARY, J. B., H. T. GIER and G. B. MARION (1968): Cyclic changes in bovine vesicular follicles. *J. Anim. Sci.* 27, 468-471.
- COLAZO, M. G., M. F. MARTINEZ, J. P. KASTELIC and R. J. MAPLETOFT (2002): Effects of dose and route of administration of cloprostenol on luteolysis, estrus and ovulation in beef heifers. *Anim. Reprod. Sci.* 72, 47-62.
- CARLUCCIO, A., S. PANZANI, A. CONTRI, U. TOSI, I. DE AMICIS and M. C. VERONESI (2008): Luteal function in jennies following prostaglandin F 2 alpha treatment 3 days after ovulation. *Theriogenology* 70, 121-125.
- COOK, D. L., C. A. SMITH, J. R. PARFET, R. S. YOUNGQUIST, E. M. BROWN and H. A. GARVERICK (1990): Fate and turnover rate of ovarian follicular cysts in dairy cattle. *J. Reprod. Fertil.* 90, 37-46.
- DOBSON, H. and A. S. NANDA (1992): Reliability of cyst diagnosis and effect of energy status on LH released by estradiol or GnRH in cows with ovarian cysts. *Theriogenology* 37, 465-472.
- DONALDSON, L. E. and W. HANSEL (1965): Histological study of bovine corpora lutea. *J. Dairy Sci.* 48, 905-909.
- DONALDSON, L. E. and W. HANSEL (1968): Cystic corpora lutea and normal and cystic graafian follicles in the cow. *Aust. Vet. J.* 44, 304-308.

- DOUTHWAITE, R. and H. DOBSON (2000): Comparison of different methods of diagnosis of cystic ovarian disease in cattle and an assessment of its treatment with a progesterone-releasing intravaginal device. *Vet. Rec.* 147, 355-359.
- DRIANCOURT, M. A. (2001): Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals. Implications for manipulation of reproduction. *Theriogenology* 55, 1211-1239.
- EDMONDSON, A. J., R. A. FISSORE, R. L. PASHEN and R. H. BONDURANT (1986): The use of ultrasonography for the study of the bovine reproductive tract, 1. Normal and pathological ovarian structures. *Anim. Reprod. Sci.* 12, 157-165.
- EVANS, A. C. (2003): Characteristics of ovarian follicle development in domestic animals. *Reprod. Domest. Anim.* 38, 240-246.
- FARIN, P. W., R. S. YOUNGQUIST, J. R. PARFET, H. A. GARVERICK (1992): Diagnosis of luteal and follicular ovarian cysts by palpation per rectum and linear array-ultrasonography in dairy cows. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 200, 1085-1089.
- FIELDS, M. J. and P. A. FIELDS (1996): Morphological characteristics of the bovine corpus luteum during the oestrous cycle and pregnancy. *Theriogenology* 45, 1295-1325.
- FORTUNE, J. E. (1994): Ovarian follicular growth and development in mammals. *Biol. Reprod.* 50, 225-232.
- FRICKE, P. M. (2002): Scanning the future - ultrasonography as a reproductive management tool for dairy cattle. *J. Dairy Sci.* 85, 1918-1926.
- FRIOLET, T. (2008): Sonographische Untersuchungen über die Follikulogenese bei Kühen mit Ovarialzysten. Dissertation, Universität Zürich.
- GARVERICK, H. A. (1997): Ovarian follicular cysts in dairy cows. *J. Dairy Sci.* 80, 995-1004.
- GASSE, H., I. PEUKERT-ADAM, R. SCHWARZ und E. GRUNERT (1984): Die Stellung der Follikel-Lutein-Zyste im Zyklusgeschehen des Rindes: Histologische, zytologische und hormonanalytische Untersuchungen. *Zentralbl. Veterinärmed. A* 31, 548-556.
- GIBBONS, J. R., M. C. WILTBANK and O. J. GINTHER (1999): Relationship between follicular development and the decline in the follicle-stimulating hormone surge in heifers. *Biol. Reprod.* 60, 72-77.
- GINTHER, O. J., J. P. KASTELIC and L. KNOPF (1989a): Composition and characteristics of follicular waves during the bovine estrous cycle. *Anim. Reprod. Sci.* 20, 187-200.
- GINTHER, O. J., L. KNOPF and J. P. KASTELIC (1989b): Temporal associations among ovarian events in cattle during oestrous cycles with two and three follicular waves. *J. Reprod. Fertil.* 87, 223-230.

- GINTHER, O. J., M. C. WILTBANK, P. M. FRICKE, J. R. GIBBONS and K. KOT (1996): Selection of the dominant follicle in cattle. *Biol. Reprod.* 55, 1187-1194.
- GINTHER, O. J., K. KOT, L. J. KULICK and M. C. WILTBANK (1997): Emergence and deviation of follicles during the development of follicular waves in cattle. *Theriogenology* 48, 57-87.
- GINTHER, O. J. (1998): Ultrasonic imaging and animal reproduction: cattle 1th edition. Equi-services Publishing, Wisconsin.
- GINTHER, O. J., D. R. BERGFELT, L. J. KULICK and K. KOT (1999): Selection of the dominant follicle in cattle: establishment of follicle deviation in less than 8 hours through depression of FSH concentrations. *Theriogenology* 52, 1079-1093.
- GINTHER, O. J. (2000): Selection of the dominant follicle in cattle and horses. *Anim. Reprod. Sci.* 60-61, 61-79.
- GINTHER, O. J., D. R. BERGFELT, L. J. KULICK and K. KOT (2000): Selection of the dominant follicle in cattle: role of two-way functional coupling between follicle-stimulating hormone and the follicles. *Biol. Reprod.* 62, 920-927.
- GINTHER, O. J., D. R. BERGFELT, M. A. BEG and K. KOT (2001): Follicle selection in cattle: relationships among growth rate, diameter ranking and capacity for dominance. *Biol. Reprod.* 65, 345-350.
- GINTHER, O. J., M. A. BEG, F. X. DONADEU and D. R. BERGFELT (2003): Mechanism of follicle deviation in monovular farm species. *Anim. Reprod. Sci.* 78, 239-257.
- GIRSH, E., W. WANG, R. MAMLUK, F. ARDITI, A. FRIEDMAN, R. A. MILVAE and R. MEIDAN (1996): Regulation of endothelin-1 expression in the bovine corpus luteum: elevation by prostaglandin F 2 alpha. *Endocrinol.* 137, 5191-5196.
- GRUNERT, E. (1969): Gelbkörperzysten beim Rind und ihre Bedeutung als Sterilitätsfaktor. *Dtsch. Tierärztl. Wschr.* 76, 668-672.
- GRUNERT, E. (1999): Sexualzyklus. In: *Fertilitätsstörungen beim weiblichen Rind*, 3. Auflage. Hrsg. E. Grunert, A. de Kruif. Parey Buch Verlag, Berlin, 3-12.
- GRYGAR, I., E. KUDLAC, R. DOLEZEL and J. NEDBALKOVA (1997): Volume of luteal tissue and concentration of serum progesterone in cows bearing homogeneous corpus luteum or corpus luteum with cavity. *Anim. Reprod. Sci.* 49, 77-82.
- HANSEL, W., P. W. CONCANNON and J. H. LUKASZEWSKA: Corpora lutea of the large domestic animals. *Biol. Reprod.* 8, 222-245.

- HASLER, M., U. EIGENMANN, F. JANETT und R. THUN (2004): Körperkondition und Häufigkeit von Ovarialzysten bei Braunviehkühen während der ersten 40 Laktationstage. *Schweiz. Arch. Tierheilk.* 146, 213-221.
- HOFFMANN, B. (1999): Regulation der Fortpflanzung. In: *Fertilitätsstörungen beim weiblichen Rind*, 3. Auflage. Hrsg. E. Grunert, A. de Kruif. Parey Buch Verlag, Berlin, 13-28.
- HORSTMANN, G., R. SCHWARZ und K. NEURAND (1973): Die Corpus-luteum-Zyste des Rindes. Mikromorphologie und Diskussion ihrer Entstehung. *Zentralbl. Veterinärmed. A* 20, 292-304.
- IRELAND, J. J., P. B. COULSON and R. L. MURPHEE (1979): Follicular development during four stages of the oestrous cycle of beef cattle. *J. Anim. Sci.* 49, 1261-1269.
- IRELAND, J. J., R. L. MURPHEE and P. B. COULSON (1980): Accuracy of predicting stages of bovine oestrous cycle by gross appearance of the corpus luteum. *J. Dairy Sci.* 63, 155-160.
- JOU, P., B. C. BUCKRELL, R. M. LIPTRAP, A. J. SUMMERLEE and W. H. JOHNSON (1999): Evaluation of the effect of GnRH on follicular ovarian cysts in dairy cows using trans-rectal ultrasonography. *Theriogenology* 52, 923-937.
- KÄHN, W. (1986): Vorkommen und Wachstumsdynamik von Gelbkörpern mit Hohlraum während des Ovarialzyklus bei Rindern und deren Hormonprofile. *Dtsch. Tierärztl. Wschr.* 93, 475-480.
- KÄHN, W. und W. LEIDL (1986): Die Anwendung der Echographie zur Diagnose der Ovarfunktion beim Rind. *Tierärztl. Umschau* 41, 3-12.
- KÄHN, W. (1989a): Die Entwicklung von Follikeln beim Rind; Veränderungen ihrer Anzahl und Grösse während des Ovarialzyklus. *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.* 102, 44-49.
- KÄHN, W. (1989b): Gelbkörper mit und ohne Hohlraum bei Rindern. Ihr Vorkommen und ihre Entwicklung im Zyklus und während der Frühgravidität. *Tierärztl. Prax. Suppl.* 4, 1-6.
- KASTELIC, J. P., R. A. PIERSON and O. J. GINTHER (1990): Ultrasonic morphology of corpora lutea and central luteal cavities during the oestrous cycle and early pregnancy in heifers. *Theriogenology* 34, 487-498.
- KAYACIK, V., M. R. SALMANOGLU, B. POLAT and A. ÖZLÜER: Evaluation of the corpus luteum size throughout the cycle by ultrasonography and progesterone assay in cows. *Turk. J. Vet. Anim. Sci.* 29, 1311-1316.

- KESLER, D. J., H. A. GARVERICK, A. B. CAUDLE, R. G. ELMORE, R. S. YOUNGQUIST and C. J. BIERSCHWAL (1980): Reproductive hormone and ovarian changes in cows with ovarian cysts. *J. Dairy Sci.* 63, 166-170.
- KESLER, D. J. and H. A. GARVERICK (1982): Ovarian cysts in dairy cattle: a review. *J. Anim. Sci.* 55, 1147-1159.
- KITO, S., K. OKUDA, K. MIYAZAWA and K. SATO (1986): Study on the appearance of the cavity in the corpus luteum of cows by using ultrasonic scanning. *Theriogenology* 25, 325-333.
- KLAUKE, M. and B. HOFFMANN (1992): Progesterone and estrogen receptors in the myometrium of the cow during the estrous cycle and pregnancy and of the sheep at the time of parturition. *Anim. Reprod. Sci.* 29, 195-203.
- KNOPF, L., J. P. KASTELIC, E. SCHALLENBERGER and O. J. GINTHER (1989): Ovarian follicular dynamics in heifers: test of two-wave hypothesis by ultrasonically monitoring individual follicles. *Domest. Anim. Endocrinol.* 6, 111-119.
- KULICK, L. J., D. R. BERGFELT, K. KOT and O. J. GINTHER (2001): Follicle selection in cattle: follicle deviation and codominance within sequential waves. *Biol. Reprod.* 65, 839-846.
- LEIDL, W., R. STOLLA, C. HUNDSHELL und H. BOSTEDT (1979): Zur Ovarialzyste des Rindes. I. Klassifizierung und Diagnose. *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.* 92, 369-376.
- LEVY, N., S. KOBAYASHI, Z. ROTH, D. WOLFENSON, A. MIYAMOTO and R. MEIDAN (2000): Administration of prostaglandin F 2 alpha during the early bovine luteal phase does not alter the expression of ET-1 and of its type A receptor: a possible cause for corpus luteum refractoriness. *Biol. Reprod.* 63, 377-382.
- MCCRACKEN, J. A., J. C. CARLSON, M. E. GLEW, J. R. GODING, D. T. BAIRD, K. GREEN and B. SAMUELSON (1972): Prostaglandin F 2 identified as a luteolytic hormone in sheep. *Nat. New Biol.* 83, 129-134.
- MEIDAN, R., R. A. MILVAE, S. WEISS, N. LEVY and A. FRIEDMAN (1999): Intraovarian regulation of luteolysis. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 54, 217-228.
- NAKAO, T., A. SUGIHASHI, N. SAGA, N. TSUNODA and K. KAWATA (1983): Use of milk progesterone enzyme immunoassay for differential diagnosis of follicular cyst, luteal cyst and cystic corpus luteum in cows. *Am. J. Vet. Res.* 44, 888-890.
- OKUDA, K., S. KITO, N. SUMI and K. SATO (1988): A study of the central cavity in the bovine corpus luteum. *Vet. Rec.* 123, 180-183.

- PETER, A. T. (2004): An update on cystic ovarian degeneration in cattle. *Reprod. Domest. Anim.* 39, 1-7.
- PEUKERT-ADAM, I., R. SCHWARZ und E. GRUNERT (1983): Zur Follikel-Lutein-Zyste des Rindes: Morphologie und Diskussion ihrer Bedeutung als Sterilitätsfaktor. *Zentralbl. Veterinärmed. A* 30 410-428.
- PIERSON, R. A. and O. J. GINTHER (1984): Ultrasonography of the bovine ovary. *Theriogenology* 21, 495-504.
- PIERSON, R. A. and O. J. GINTHER (1987a): Reliability of diagnostic ultrasonography for identification and measurement of follicles and detecting the corpus luteum in heifers. *Theriogenology* 28, 929-936.
- PIERSON, R. A. and O. J. GINTHER (1987b): Ultrasonographic appearance of the bovine uterus during the estrous cycle. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 190, 995-1001.
- PIERSON, R. A. and O. J. GINTHER (1988): Ultrasonic imaging of the ovaries and uterus in cattle. *Theriogenology* 29, 21-37.
- PIETERSE, M. C. (1989): Ultrasonic characteristics of physiological structures on bovine ovaries. In: *Diagnostic Ultrasound and Animal Reproduction*. Kluwer Medical Publisher, Dordrecht.
- PIETERSE, M. C., M. A. TAVERNE, T. A. KRUIP and A. H. WILLEMSE (1990): Detection of corpora lutea and follicles in cows: a comparison of transvaginal ultrasonography and rectal palpation. *Vet. Rec.* 126, 552-554.
- PINEDA, M. H. (2003): Female Reproductive System. In: *McDonald's Veterinary Endocrinology and Reproduction*, 5th edition. M. H. Pineda, M. P. Dooley (eds), Iowa, 283-340.
- RAJAKOSKI, E. (1960): The ovarian follicular system in sexually mature heifers with special reference to seasonal, cyclical and left-right variations. *Acta Endocrinol.* 34, 7-68.
- REPASI, A., J. F. BECKERS, J. SULON, Z. PERENYI, J. REICZIGEL and O. SZENCI (2003): Effect of different dosis of prostaglandin on the area of corpus luteum, the largest follicle and progesterone concentration in the dairy cow. *Reprod. Domest. Anim.* 38, 423-428.
- REPASI, A., J. F. BECKERS, J. SULON, A. KAREN, J. REICZIGEL and O. SZENCI (2005): Effect of the type and number of prostaglandin treatments on corpus luteum, the largest follicle and progesterone concentration in dairy cows. *Reprod. Domest. Anim.* 40, 436-442.

- ROWSON, L. E., R. TERVIT and A. BRAND (1972): The use of prostaglandins for synchronization of oestrous in cattle. *J. Reprod. Fertil.* 29, 145.
- SAVIO, J. D., L. KEENAN, M. P. BOLAND and J. F. ROCHE (1988): Pattern of growth of dominant follicles during the oestrous cycle of heifers. *J. Reprod. Fertil.* 83, 663-671.
- SAVIO, J. D., W. W. THATCHER, L. BADINGA, R. L. DE LA SOTA and D. WOLFENSON (1993): Regulation of dominant follicle turnover during the oestrous cycle in cows. *J. Reprod. Fertil.* 97, 197-203.
- SCHAMS, D., E. SCHALLENBERGER, B. HOFFMANN and H. KARG (1977): The oestrous cycle of the cow: hormonal parameters and time relationships concerning oestrus, ovulation and electrical resistance of the vaginal mucus. *Acta Endocrinol. (Copenh.)* 86, 180-192.
- SCHNORR, B. und M. KRESSIN (2001): Progenese, Vorentwicklung. In: *Embryologie der Haustiere*, 4. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart, 3-43.
- SILVIA, W. J., T. B. HATLER, A. M. NUGENT and L. F. LARANJA DA FONSECA (2002): Ovarian follicular cysts in dairy cows: an abnormality in folliculogenesis. *Domest. Anim. Endocrinol.* 23, 167-177.
- SINGH, I., R. A. PIERSON and G. P. ADAMS (1997): Ultrasound image attributes of the bovine corpus luteum: structural and functional correlates. *J. Reprod. Fertil.* 109, 35-44.
- SIROIS, J. and J. E. FORTUNE (1988): Ovarian follicular dynamics during the oestrous cycle in heifers monitored by real-time ultrasonography. *Biol. Reprod.* 39, 308-317.
- SMITH, M. F., E. W. MCINTUSH and G. W. SMITH (1994): Mechanisms associated with corpus luteum development. *J. Anim. Sci.* 72, 1857-1872.
- SMITH, S. T., W. R. WARD and H. DOBSON (1998): Use of ultrasonography to help to predict observed oestrus in dairy cows after the administration of prostaglandin F 2 alpha. *Vet. Rec.* 142, 271-274.
- STABENFELDT, G. H., L. L. EWING and L. E. MCDONALD (1969): Peripheral plasma progesterone levels during the bovine oestrous cycle. *J. Reprod. Fertil.* 19, 433-442.
- SUNDERLAND, S. J., M. A. CROWE, M. P. BOLAND, J. F. ROCHE and J. J. IRELAND (1994): Selection, dominance and atresia of follicles during the oestrous cycle of heifers. *J. Reprod. Fertil.* 101, 547-555.
- TOM, J. W., R. A. PIERSON and G. P. ADAMS (1998): Quantitative echotexture analysis of bovine corpora lutea. *Theriogenology* 49, 1345-1352.

- WATTS, T. L. and J. W. FUQUAY (1985): Response and fertility on dairy heifers following injection with prostaglandin F₂ alpha during early, middle or late diestrus. *Theriogenology* 23, 655-661.
- WILTBANK, M. C., T. F. SHIAO, D. R. BERGFELT and O. J. GINTHER (1995): Prostaglandin F₂ alpha receptors in the early bovine corpus luteum. *Biol. Reprod.* 52, 74-78.
- WOLFENSON, D., W. W. THATCHER, M. DROST, D. CATON, D. B. FOSTER and M. M. LEBLANC (1985): Characteristics of prostaglandin F measurements in the ovarian circulation during the oestrus cycle and early pregnancy in the cow. *J. Reprod. Fertil.* 75, 491-499.

9 **LEBENS LAUF**

| | |
|--------------|--------------------|
| Name | Beatrice Wenzinger |
| Geburtsdatum | 26.4.1980 |
| Geburtsort | Bülach (ZH) |
| Nationalität | Schweizerin |
| Heimatort | Schneisingen (AG) |

| | |
|-------------|-----------------------------|
| 1987 – 1992 | Primarschule in Buchs (AG) |
| 1992 – 1996 | Bezirksschule in Buchs (AG) |
| 1996 – 2000 | Kantonsschule in Aarau |
| 2000 | Matura Typ B |

| | |
|-------------|--|
| 2000 – 2005 | Studium der Veterinärmedizin an der Universität Zürich, Schweiz |
| 2005 | Staatsexamen an der Vetsuisse-Fakultät der Universität Zürich, Schweiz |

| | |
|----------------------|--|
| 1.1.2006 – 31.8.2008 | Assistentin und Doktorandin an der Klinik für Fortpflanzungsmedizin der Vetsuisse-Fakultät der Universität Zürich, Schweiz |
|----------------------|--|

| | |
|---------------|---|
| Seit 1.9.2008 | Assistentin in der Grosstierpraxis P. Moor und U. Eggenberger in Tann (ZH), Schweiz |
|---------------|---|

4. Januar 2010

10 DANKSAGUNG

An dieser Stelle möchte ich allen, die zur Entstehung dieser Arbeit beigetragen haben, ganz herzlich danken, insbesondere

Herrn Prof. Dr. W. Kähn für die Überlassung des Themas und die Übernahme des Referats.

Herrn Prof. Dr. H. Augsburg für die Übernahme des Korreferats. Herzlichen Dank!

Herrn Dr. U. Bleul für die gute Betreuung meiner Dissertation und die Korrektur des Manuskripts. Herzlichen Dank für Deine Hilfsbereitschaft und Deine Geduld!

Herrn Dr. Nico Siegwart für die Überlassung der gesammelten Daten zur Auswertung.

Herrn Prof. Dr. M. Hässig für die wertvolle Hilfe bei den statistischen Auswertungen.

Herrn Prof. Dr. H.-O. Hoppen und Frau Dr. M. Piechotta der ZA Chemische Analytik und Endokrinologie der Tierärztlichen Hochschule Hannover für die Bestimmung der Progesteronkonzentration in den Plasmaproben.

Frau Dr. C. Syring, Frau Dr. S. Schwantag und Frau C. Beckmann für das Korrekturlesen meiner Dissertation und Eure hilfreiche Unterstützung.

allen Tierpflegerinnen und Tierpflegern des Departements für Nutztiere für die tatkräftige Unterstützung bei den Untersuchungen.

Aramis, Ida, Regula, Meisi, Palme, Salina, Ulla, Vroni, Sarina, Samba, Renate, Baileys, Sahra, Tiziana, Viola, Tamara und Nadia für die Geduld, die sie mir während den Untersuchungen und Blutentnahmen entgegengebracht haben.

11 Anhang

Tabellen und Abbildungen, die im Text erwähnt, aber aus Gründen der Übersicht nicht dargestellt wurden.

11.1. Tabellen erster Teil

Tab. 19: Vergleich der Längen l, Breiten b und Volumina v zwischen kompakten Gelbkörpern (kompakte C.l.: n = 35), Luteingebilden mit Hohlraum (Lutgeb mit Hr: n = 72), Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 (C.l. mit und ohne Hr Def 1: n = 94 und Def 2: n = 98), Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 (C.l. mit Hr Def 1: n = 64 und Def 2: n = 69) und Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und Definition 2 (Foll-Lutzyste Def 1: n = 8 und Def 2: n = 3) am Tag 0. Die Ergebnisse sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) dargestellt (t-Test).

| | Kompakte C.l. | Lutgeb mit Hr | C.l. mit und ohne Hr Def 1 | C.l. mit und ohne Hr Def 2 | C.l. mit Hr Def 1 | C.l. mit Hr Def 2 | Foll-Lutzyste Def 1 | Foll-Lutzyste Def 2 |
|---------------------------|---|---|---|---|---|---|--|---|
| l C.l. (mm) | 25.5 \pm 1.17^{a,b,c} | 29.1 \pm 0.72^a | 27.4 \pm 0.58^d | 27.6 \pm 0.60^e | 28.4 \pm 0.59^b | 28.7 \pm 0.66^c | 34.2 \pm 4.13^d | 37.9 \pm 7.49^e |
| b C.l. (mm) | 18.2 \pm 0.83^{f,g,h,j,k} | 22.6 \pm 0.59^f | 20.8 \pm 0.50ⁱ | 21.0 \pm 0.52 | 22.3 \pm 0.55^g | 22.5 \pm 0.59^h | 25.4 \pm 3.04^{i,j} | 26.3 \pm 4.81^k |
| v C.l. (mm ³) | 5172.6 \pm 617.50^{l,m,n} | 6679.3 \pm 410.27^l | 6383.9 \pm 358.53 | 6289.4 \pm 350.67 | 7128.2 \pm 414.40^{m,o} | 6931.8 \pm 407.25ⁿ | 4261.0 \pm 1266.72^o | 3118.4 \pm 1761.09 |

a, b, c, d, e, f, g, h, i, j, k, l, m, n, o Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

Tab. 20: Vergleich der Längen l_H , Breiten b_H und Volumina v_H der Hohlräume zwischen Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 und Definition 2 (C.l. mit Hr Def 1: $n = 64$ und Def 2: $n = 69$) und Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 und Definition 2 (Foll-Lutzyste Def 1: $n = 8$ und Def 2: $n = 3$) am Tag 0. Die Ergebnisse sind als Mittelwerte \pm Standardfehler ($\bar{x} \pm SF$) dargestellt (t-Test).

| | C.l. mit Hr Def 1 | C.l. mit Hr Def 2 | Foll- Lutzyste Def 1 | Foll- Lutzyste Def 2 |
|-----------------------------|--|---|---|---|
| l_H (mm) | 11.8 ± 0.77^a | 12.8 ± 0.90^b | 29.5 ± 4.58^a | 36.0 ± 8.05^b |
| b_H (mm) | 8.6 ± 0.56^c | 22.9 ± 2.79^d | 9.5 ± 0.71^c | 24.2 ± 4.42^d |
| v_H (mm ³) | 850.8 ± 174.13^e | 10895.7 ± 3294.33^f | 1460.4 ± 419.03^e | 13412.3 ± 5680.72^f |

^{a, b, c, d, e, f} Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

11.2 Abbildungen erster Teil

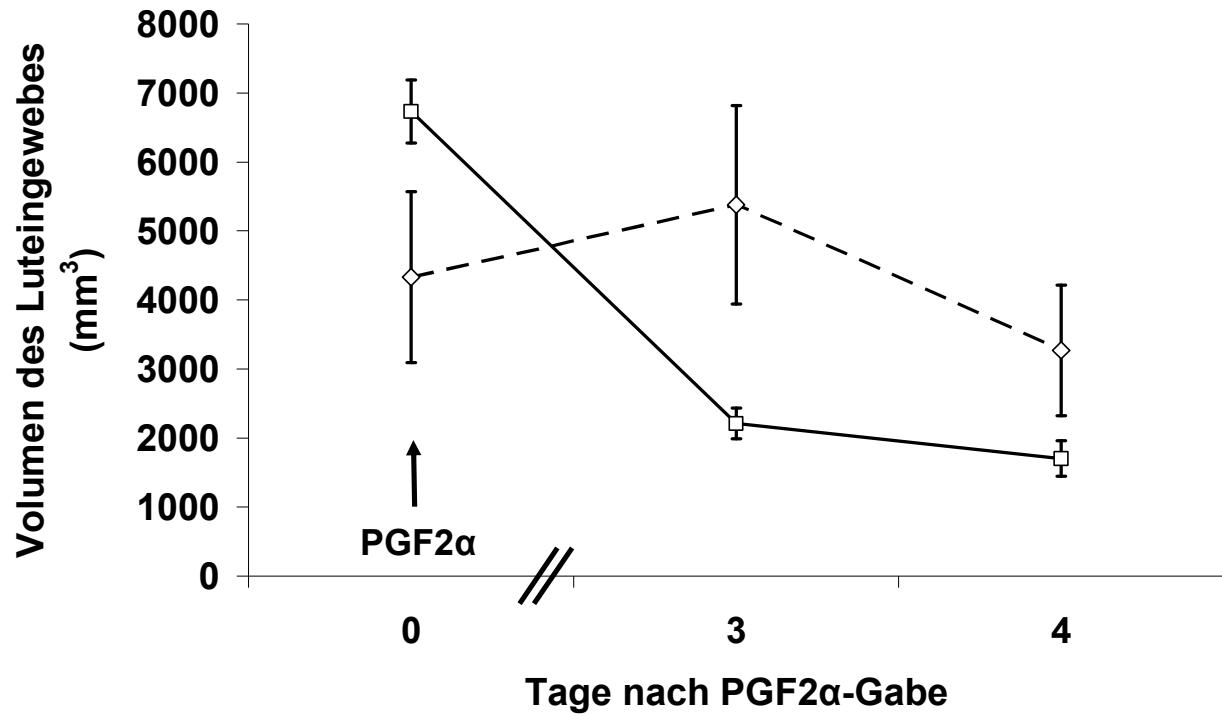


Abb. 45: Veränderung des Volumens v (mm³) von Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 1 (—□—, $n = 57$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 (- ◇ -, $n = 7$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

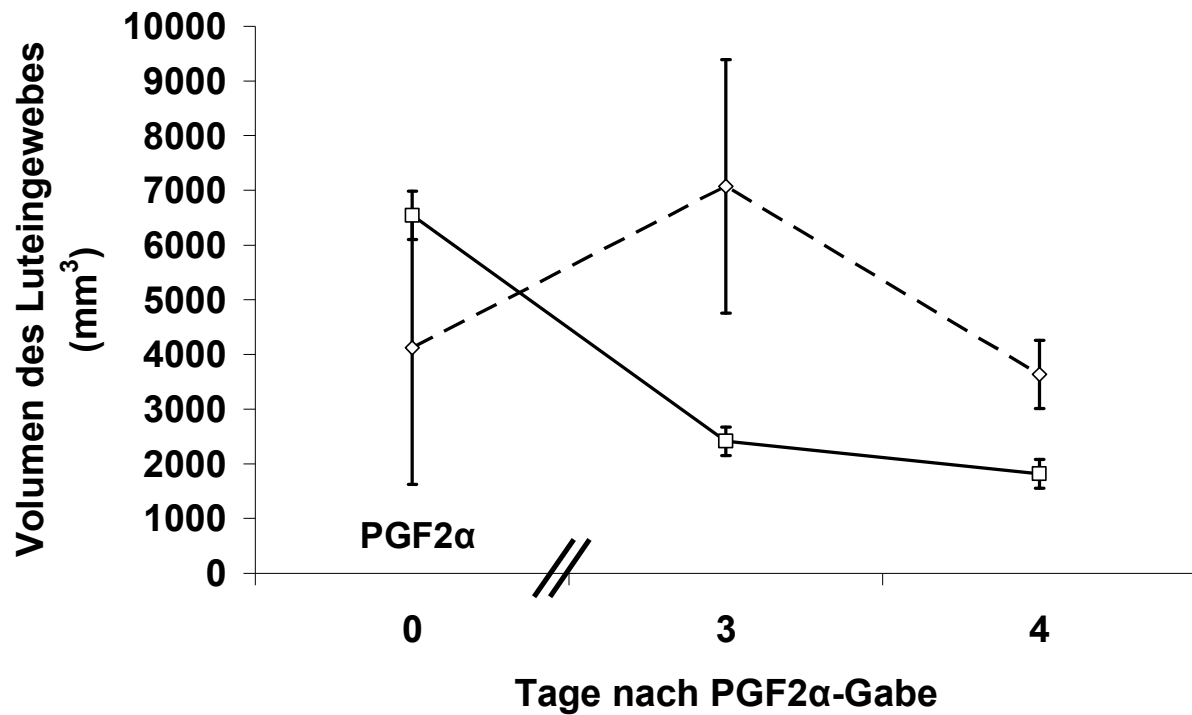


Abb. 46: Veränderung des Volumens v (mm³) von Gelbkörpern mit und ohne Hohlraum gemäss Definition 2 (\square , $n = 62$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 (\diamond , $n = 2$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

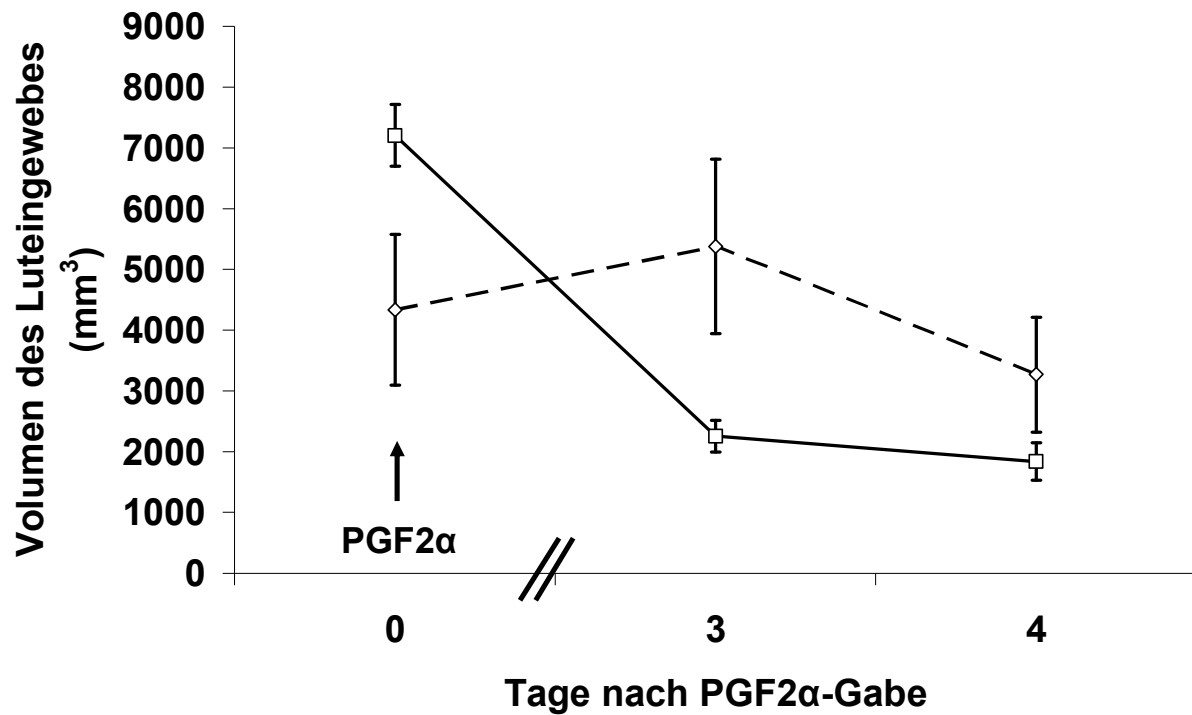


Abb. 47: Veränderung des Volumens v (mm³) von Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 ($\text{---}\square\text{---}$, $n = 45$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 ($\text{---}\diamond\text{---}$, $n = 7$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

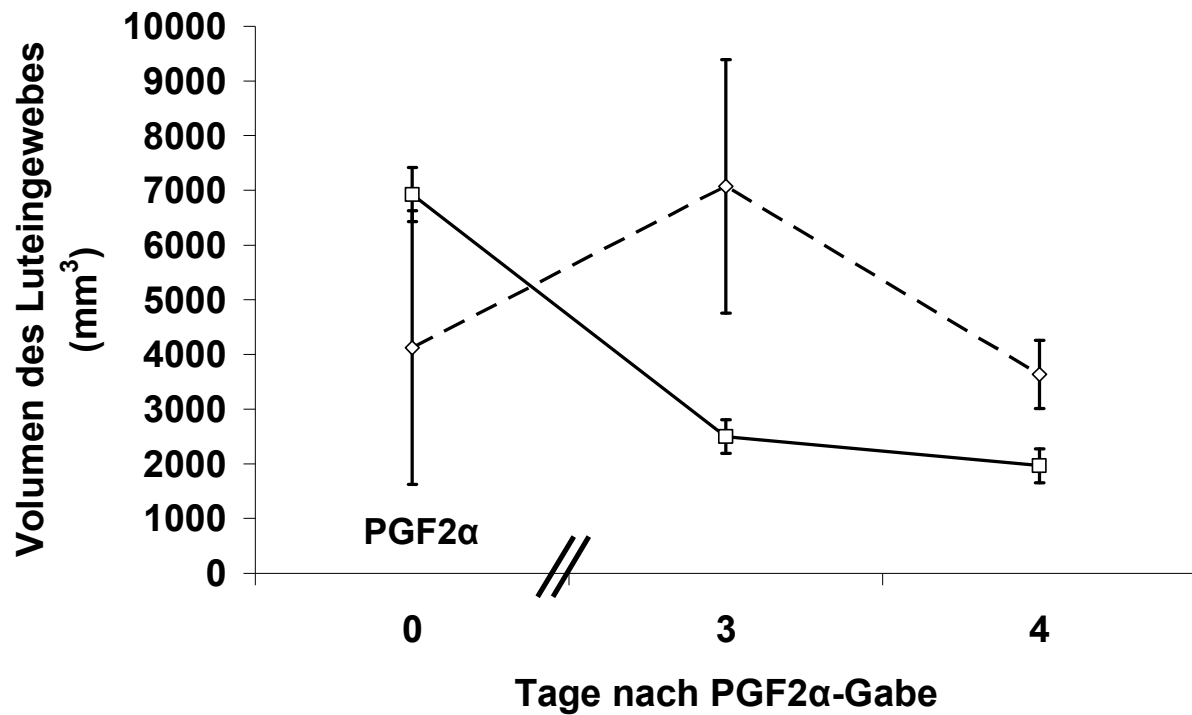


Abb. 48: Veränderung des Volumens v (mm³) von Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 2 (—□—, $n = 50$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 (—◇—, $n = 2$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

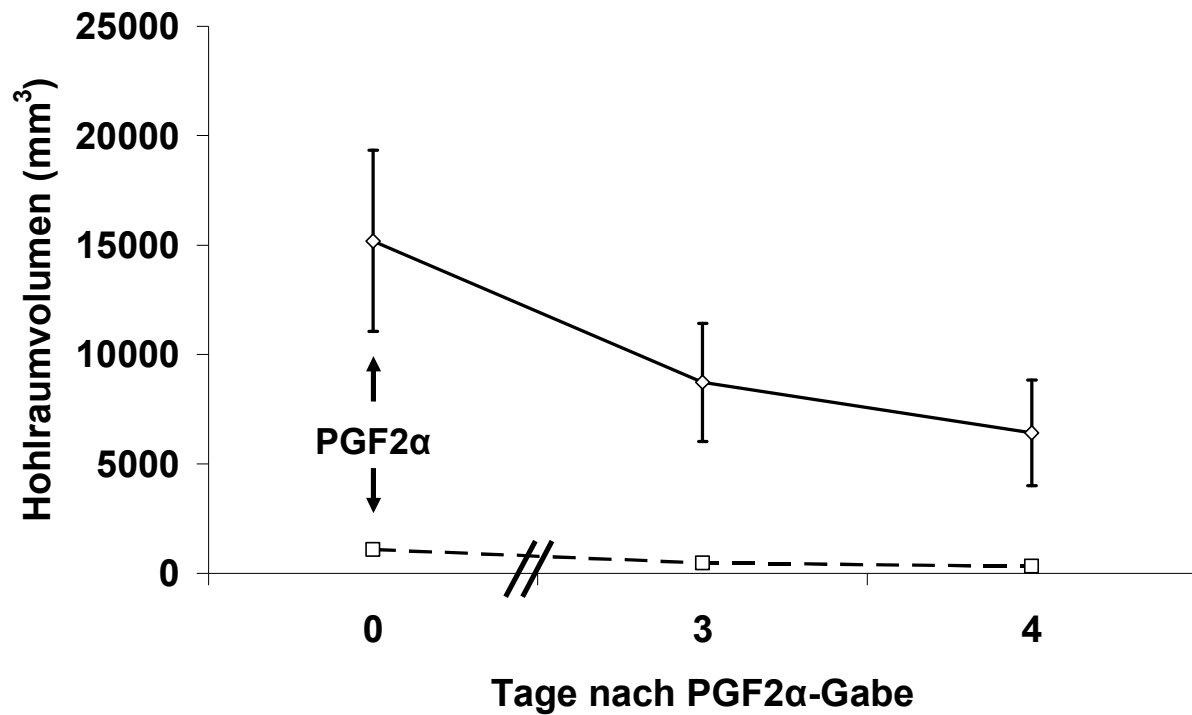


Abb. 49: Veränderung des Hohlraumvolumens v_H (mm^3) von Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 1 ($-\square-$, $n = 29$) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 1 ($-\diamond-$, $n = 5$) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von $\text{PGF2}\alpha$ am Tag 0 (ANOVA).

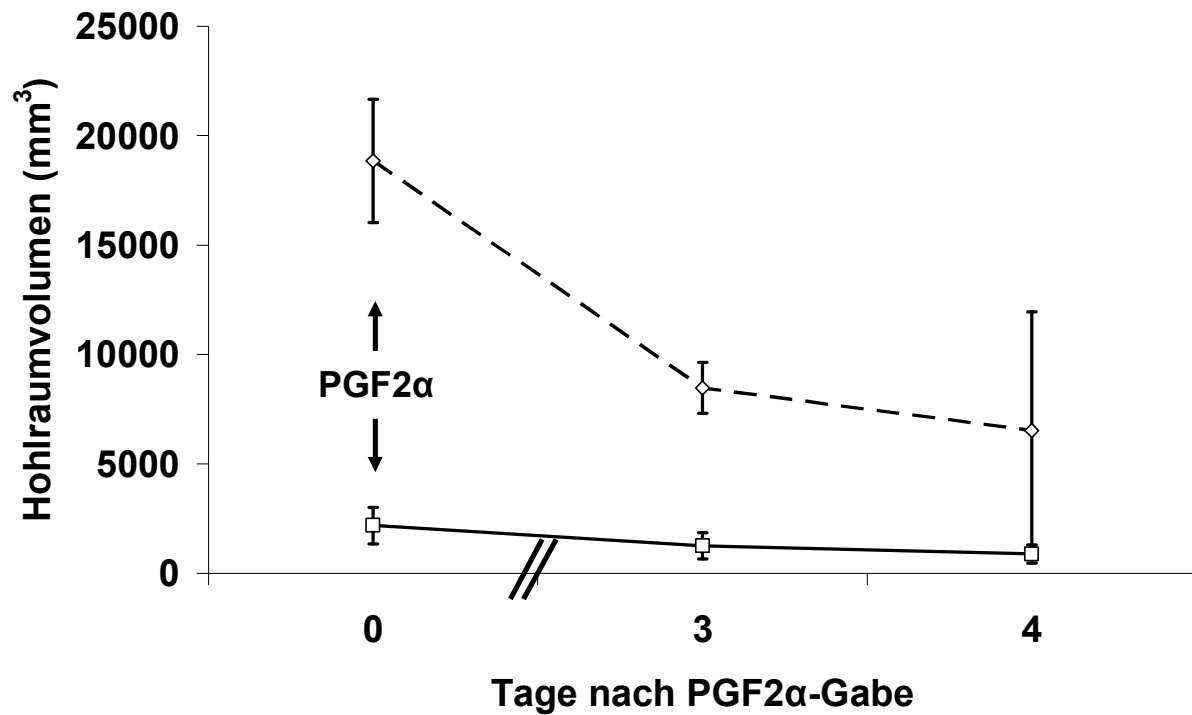


Abb. 50: Veränderung des Hohlraumvolumens v_H (mm³) von Gelbkörpern mit Hohlraum gemäss Definition 2 (\square , n = 32) und von Follikel-Luteinzysten gemäss Definition 2 (\diamond , n = 2) zwischen Tag 0 und Tag 4 nach Verabreichung von PGF2 α am Tag 0 (ANOVA).

11.3 Tabellen zweiter Teil

Tab. 21: Vergleich der Länge l zwischen kompakten Gelbkörpern (l kompakte C.I., $n = 4$) und Gelbkörpern mit Hohlraum (l C.I. mit Hr, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 1.

| | l kompakte C.I. (mm) | l C.I. mit Hr (mm) |
|-------|------------------------|----------------------|
| Tag 3 | 23.9 ± 1.3 | 21.2 ± 0.67 |
| Tag 5 | 23.0 ± 3.05 | 23.7 ± 0.23 |
| Tag 7 | 26.0 ± 1.87 | 26.1 ± 1.27 |

Tab. 22: Vergleich der Breite b zwischen kompakten Gelbkörpern (b kompakte C.I., $n = 4$) und Gelbkörpern mit Hohlraum (b C.I. mit Hr, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 1.

| | b kompakte C.I. (mm) | b C.I. mit Hr (mm) |
|-------|------------------------|----------------------|
| Tag 3 | 15.4 ± 2.18 | 18.5 ± 1.52 |
| Tag 5 | 17.5 ± 3.13 | 20.7 ± 0.6 |
| Tag 7 | 19.6 ± 1.84 | 20.6 ± 1.79 |

Tab. 23: Vergleich des Volumens v zwischen kompakten Gelbkörpern (v kompakte C.I., $n = 4$) und Gelbkörpern mit Hohlraum (v C.I. mit Hr, $n = 3$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 1.

| | v kompakte C.I. (mm ³) | v C.I. mit Hr (mm ³) |
|-------|--------------------------------------|------------------------------------|
| Tag 3 | 3187.8 ± 617.72 | 3793.0 ± 484.42 |
| Tag 5 | 5777.5 ± 880.29 | 5285.1 ± 367.6 |
| Tag 7 | 5973.7 ± 877.87 | 5859.0 ± 1145.63 |

Tab. 24: Vergleich der Länge l zwischen kompakten Gelbkörpern (l kompakte C.I., $n = 3$) und Gelbkörpern mit Hohlraum (l C.I. mit Hr, $n = 5$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | l kompakte C.I. (mm) | l C.I. mit Hr (mm) |
|-------|------------------------|----------------------|
| Tag 3 | 21.7 ± 0.74 | 19.8 ± 1.65 |
| Tag 5 | 26.9 ± 0.68 | 27.1 ± 2.28 |
| Tag 7 | 20.9 ± 2.06 | 21.2 ± 0.65 |

Tab. 25: Vergleich der Breite b zwischen kompakten Gelbkörpern (b kompakte C.I., $n = 3$) und Gelbkörpern mit Hohlraum (b C.I. mit Hr, $n = 5$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | b kompakte C.I. (mm) | b C.I. mit Hr (mm) |
|-------|------------------------|----------------------|
| Tag 3 | 16.5 ± 0.47 | 17.4 ± 1.22 |
| Tag 5 | 20.6 ± 0.73 | 21.6 ± 1.2 |
| Tag 7 | 16.7 ± 1.99 | 18.2 ± 0.88 |

Tab. 26: Vergleich des Volumens v zwischen kompakten Gelbkörpern (v kompakte C.I., $n = 3$) und Gelbkörpern mit Hohlraum (v C.I. mit Hr, $n = 5$) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | v kompakte C.I. (mm ³) | v C.I. mit Hr (mm ³) |
|-------|--------------------------------------|------------------------------------|
| Tag 3 | 3104.6 ± 269.77 | 2930.7 ± 495.37 |
| Tag 5 | 5927.4 ± 270.09 | 5951.9 ± 941.81 |
| Tag 7 | 3289.1 ± 1148.69 | 3013.5 ± 301.47 |

Tab. 27: Vergleich der Länge l der Gelbkörper zwischen Reagenten (l Reagenten, n = 5) und Nicht-Reagenten (l Nicht-Reagenten, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | l Reagenten (mm) | l Nicht-Reagenten (mm) |
|-------|--------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 20.9 ± 1.48 | 19.8 ± 1.72 |
| Tag 5 | 28.1 ± 2.1 | 25.2 ± 0.66 |
| Tag 7 | 19.7 ± 0.49^a | 23.3 ± 0.84^a |

^a Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

Tab. 28: Vergleich der Breite b der Gelbkörper zwischen Reagenten (b Reagenten, n = 5) und Nicht-Reagenten (b Nicht-Reagenten, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | b Reagenten (mm) | b Nicht-Reagenten (mm) |
|-------|------------------|------------------------|
| Tag 3 | 17.7 ± 1.09 | 15.9 ± 0.66 |
| Tag 5 | 21.0 ± 1.09 | 21.6 ± 1.26 |
| Tag 7 | 16.5 ± 1.07 | 19.5 ± 0.69 |

Tab. 29: Vergleich des Volumens v der Gelbkörper zwischen Reagenten (v Reagenten, n = 5) und Nicht-Reagenten (v Nicht-Reagenten, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | v Reagenten (mm ³) | v Nicht-Reagenten (mm ³) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------------|
| Tag 3 | 3199.3 ± 432.42 | 2656.9 ± 430.1 |
| Tag 5 | 6057.1 ± 799.2 | 5752.0 ± 933.61 |
| Tag 7 | 2404.3 ± 151.6^a | 4304.4 ± 664.28^a |

^a Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

Tab. 30: Vergleich der Länge l des grössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (l 1. Follikel kompaktes C.I., n = 4) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (l 1. Follikel C.I. mit Hr, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | l 1. Follikel kompaktes C.I. (mm) | l 1. Follikel C.I. mit Hr (mm) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 13.6 ± 1.19 | 11.1 ± 1.28 |
| Tag 5 | 15.4 ± 0.57 | 13.5 ± 1.37 |
| Tag 7 | 18.5 ± 1.22 | 14.3 ± 0.12 |

Tab. 31: Vergleich der Breite b des grössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (b 1. Follikel kompaktes C.I., n = 4) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (b 1. Follikel C.I. mit Hr, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | b 1. Follikel kompaktes C.I. (mm) | b 1. Follikel C.I. mit Hr (mm) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 10.8 ± 0.61 | 9.8 ± 0.82 |
| Tag 5 | 12.4 ± 0.32 | 12.4 ± 1.03 |
| Tag 7 | 14.1 ± 1.37 | 13.8 ± 0.15 |

Tab. 32: Vergleich des Volumens v des grössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (v 1. Follikel kompaktes C.I., n = 4) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (v 1. Follikel C.I. mit Hr, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | v 1. Follikel kompaktes C.I. (mm ³) | v 1. Follikel C.I. mit Hr (mm ³) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 856.1 ± 172.71 | 583.8 ± 171.04 |
| Tag 5 | 1250.8 ± 85.5 | 1142.8 ± 311.06 |
| Tag 7 | 1983.0 ± 425.56 | 1423.4 ± 41.68 |

Tab. 33: Vergleich der Länge l des zweitgrössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (l 2. Follikel kompaktes C.I., n = 4) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (l 2. Follikel C.I. mit Hr, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | l 2. Follikel kompaktes C.I. (mm) | l 2. Follikel C.I. mit Hr (mm) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 10.8 ± 1.22 | 8.7 ± 0.74 |
| Tag 5 | 9.0 ± 1.18 | 9.4 ± 1.79 |
| Tag 7 | 9.3 ± 1.42 | 8.5 ± 1.73 |

Tab. 34: Vergleich der Breite b des zweitgrössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (b 2. Follikel kompaktes C.I., n = 4) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (b 2. Follikel C.I. mit Hr, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | b 2. Follikel kompaktes C.I. (mm) | b 2. Follikel C.I. mit Hr (mm) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 9.7 ± 1.56 | 7.8 ± 0.6 |
| Tag 5 | 8.0 ± 1.02 | 8.0 ± 1.8 |
| Tag 7 | 7.7 ± 1.12 | 7.6 ± 2.11 |

Tab. 35: Vergleich des Volumens v des zweitgrössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (v 2. Follikel kompaktes C.I., n = 4) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (v 2. Follikel C.I. mit Hr, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 1.

| | v 2. Follikel kompaktes C.I. (mm ³) | v 2. Follikel C.I. mit Hr (mm ³) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 633.5 ± 292.65 | 284.3 ± 62.91 |
| Tag 5 | 346.8 ± 148.57 | 392.0 ± 171.23 |
| Tag 7 | 345.0 ± 134.68 | 353.3 ± 183.44 |

Tab. 36: Vergleich der Länge l des grössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (l 1. Follikel kompaktes C.I., n = 3) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (l 1. Follikel C.I. mit Hr, n = 5) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | l 1. Follikel kompaktes C.I. (mm) | l 1. Follikel C.I. mit Hr (mm) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 12.6 ± 0.9 | 13.2 ± 0.86 |
| Tag 5 | 15.5 ± 1.09 | 16.0 ± 0.65 |
| Tag 7 | 18.6 ± 1.53 | 19.4 ± 0.69 |

Tab. 37: Vergleich der Breite b des grössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (b 1. Follikel kompaktes C.I., n = 3) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (b 1. Follikel C.I. mit Hr, n = 5) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | b 1. Follikel kompaktes C.I. (mm) | b 1. Follikel C.I. mit Hr (mm) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 9.8 ± 0.33 | 11.3 ± 0.39 |
| Tag 5 | 12.8 ± 0.45^a | 14.4 ± 0.34^a |
| Tag 7 | 15.9 ± 0.94 | 16.8 ± 0.61 |

^a Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

Tab. 38: Vergleich des Volumens v des grössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (v 1. Follikel kompaktes C.I., n = 3) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (v 1. Follikel C.I. mit Hr, n = 5) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | v 1. Follikel kompaktes C.I. (mm ³) | v 1. Follikel C.I. mit Hr (mm ³) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 634.4 ± 82.03 | 903.0 ± 117.4 |
| Tag 5 | 1343.9 ± 167.27 | 1758.0 ± 135.13 |
| Tag 7 | 2511.4 ± 477.05 | 2890.4 ± 228.49 |

Tab. 39: Vergleich der Länge l des zweitgrössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (l 2. Follikel kompaktes C.I., n = 3) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (l 2. Follikel C.I. mit Hr, n = 5) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | l 2. Follikel kompaktes C.I. (mm) | l 2. Follikel C.I. mit Hr (mm) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 8.2 ± 1.74 | 8.7 ± 0.91 |
| Tag 5 | 8.2 ± 2.14 | 10.86 ± 0.7 |
| Tag 7 | 8.1 ± 1.91 | 9.1 ± 0.89 |

Tab. 40: Vergleich der Breite b des zweitgrössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (b 2. Follikel kompaktes C.I., n = 3) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (b 2. Follikel C.I. mit Hr, n = 5) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | b 2. Follikel kompaktes C.I. (mm) | b 2. Follikel C.I. mit Hr (mm) |
|-------|-----------------------------------|--------------------------------|
| Tag 3 | 6.6 ± 1.26 | 7.9 ± 1.06 |
| Tag 5 | 7.8 ± 2.34 | 9.2 ± 0.72 |
| Tag 7 | 7.13 ± 1.26 | 7.6 ± 0.6 |

Tab. 41: Vergleich des Volumens v des zweitgrössten Follikels von Kühen mit kompakten Gelbkörpern (v 2. Follikel kompaktes C.I., n = 3) und Kühen mit Gelbkörpern mit Hohlraum (v 2. Follikel C.I. mit Hr, n = 5) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Tieren der Gruppe 2.

| | v 2. Follikel kompaktes C.I. (mm ³) | v 2. Follikel C.I. mit Hr (mm ³) |
|-------|---|--|
| Tag 3 | 224.6 ± 98.86 | 337.3 ± 116.89 |
| Tag 5 | 394.3 ± 262.0 | 513.0 ± 99.11 |
| Tag 7 | 263.5 ± 119.62 | 295.5 ± 56.26 |

Tab. 42: Vergleich der Länge l des grössten Follikels zwischen Reagenten (l 1. Follikel Reagenten, n = 5) und Nicht-Reagenten (l 1. Follikel Nicht-Reagenten, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | l 1. Follikel Reagenten (mm) | l 1. Follikel Nicht-Reagenten (mm) |
|-------|------------------------------|------------------------------------|
| Tag 3 | 12.7 ± 0.49 | 13.5 ± 1.56 |
| Tag 5 | 15.9 ± 0.66 | 15.7 ± 1.11 |
| Tag 7 | 19.1 ± 0.99 | 19.1 ± 0.93 |

Tab. 43: Vergleich der Breite b des grössten Follikels zwischen Reagenten (b 1. Follikel Reagenten, n = 5) und Nicht-Reagenten (b 1. Follikel Nicht-Reagenten, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | b 1. Follikel Reagenten (mm) | b 1. Follikel Nicht-Reagenten (mm) |
|-------|------------------------------|------------------------------------|
| Tag 3 | 10.6 ± 0.47 | 11.0 ± 0.76 |
| Tag 5 | 13.9 ± 0.59 | 13.7 ± 0.5 |
| Tag 7 | 16.5 ± 0.75 | 16.4 ± 0.71 |

Tab. 44: Vergleich des Volumens v des grössten Follikels zwischen Reagenten (v 1. Follikel Reagenten, n = 5) und Nicht-Reagenten (v 1. Follikel Nicht-Reagenten, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | v 1. Follikel Reagenten (mm ³) | v 1. Follikel Nicht-Reagenten (mm ³) |
|-------|--|--|
| Tag 3 | 755.6 ± 87.9 | 880.1 ± 211.27 |
| Tag 5 | 1638.2 ± 187.4 | 1543.6 ± 150.28 |
| Tag 7 | 2773.3 ± 320.63 | 2706.6 ± 320.05 |

Tab. 45: Vergleich der Länge l des zweitgrössten Follikels zwischen Reagenten (l 2. Follikel_{Reagenten}, n = 5) und Nicht-Reagenten (l 2. Follikel_{Nicht-Reagenten}, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | l 1. Follikel _{Reagenten} (mm) | l 1. Follikel _{Nicht-Reagenten} (mm) |
|-------|---|---|
| Tag 3 | 7.4 ± 0.75 | 10.3 ± 1.19 |
| Tag 5 | 8.7 ± 1.22 | 11.9 ± 0.27 |
| Tag 7 | 7.6 ± 0.96 | 10.6 ± 0.84 |

Tab. 46: Vergleich der Breite b des zweitgrössten Follikels zwischen Reagenten (b 2. Follikel_{Reagenten}, n = 5) und Nicht-Reagenten (b 2. Follikel_{Nicht-Reagenten}, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | b 1. Follikel _{Reagenten} (mm) | b 1. Follikel _{Nicht-Reagenten} (mm) |
|-------|---|---|
| Tag 3 | 6.5 ± 0.96 | 9.0 ± 0.97 |
| Tag 5 | 7.3 ± 0.97^a | 11.0 ± 0.64^a |
| Tag 7 | 6.9 ± 0.8 | 8.3 ± 0.35 |

^a Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

Tab. 47: Vergleich des Volumens v des zweitgrössten Follikels zwischen Reagenten (v 2. Follikel_{Reagenten}, n = 5) und Nicht-Reagenten (v 2. Follikel_{Nicht-Reagenten}, n = 3) an den Tagen 3, 5 und 7 bei Kühen der Gruppe 2.

| | v 1. Follikel _{Reagenten} (mm ³) | v 1. Follikel _{Nicht-Reagenten} (mm ³) |
|-------|---|---|
| Tag 3 | 198.4 ± 76.49 | 456.0 ± 138.02 |
| Tag 5 | 292.4 ± 90.31^a | 762.0 ± 98.41^a |
| Tag 7 | 221.7 ± 63.39 | 386.6 ± 57.3 |

^a Werte mit gleichen Indizes unterscheiden sich statistisch signifikant ($P \leq 0.05$). Zur besseren Übersicht sind die signifikanten Werte fettgedruckt.

11.4 Abbildungen

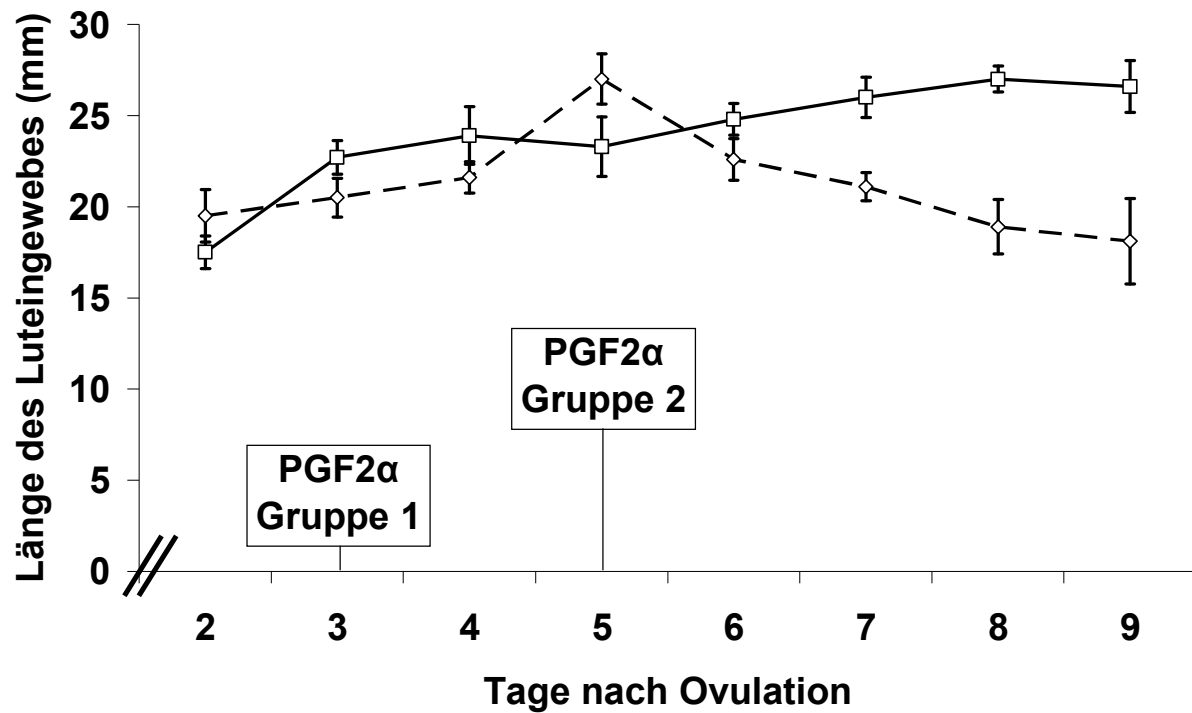


Abb. 51: Veränderung der durchschnittlichen Länge des Luteingewebes (mm) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, n = 7) und der Gruppe 2 (- ◇ -, n = 8) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

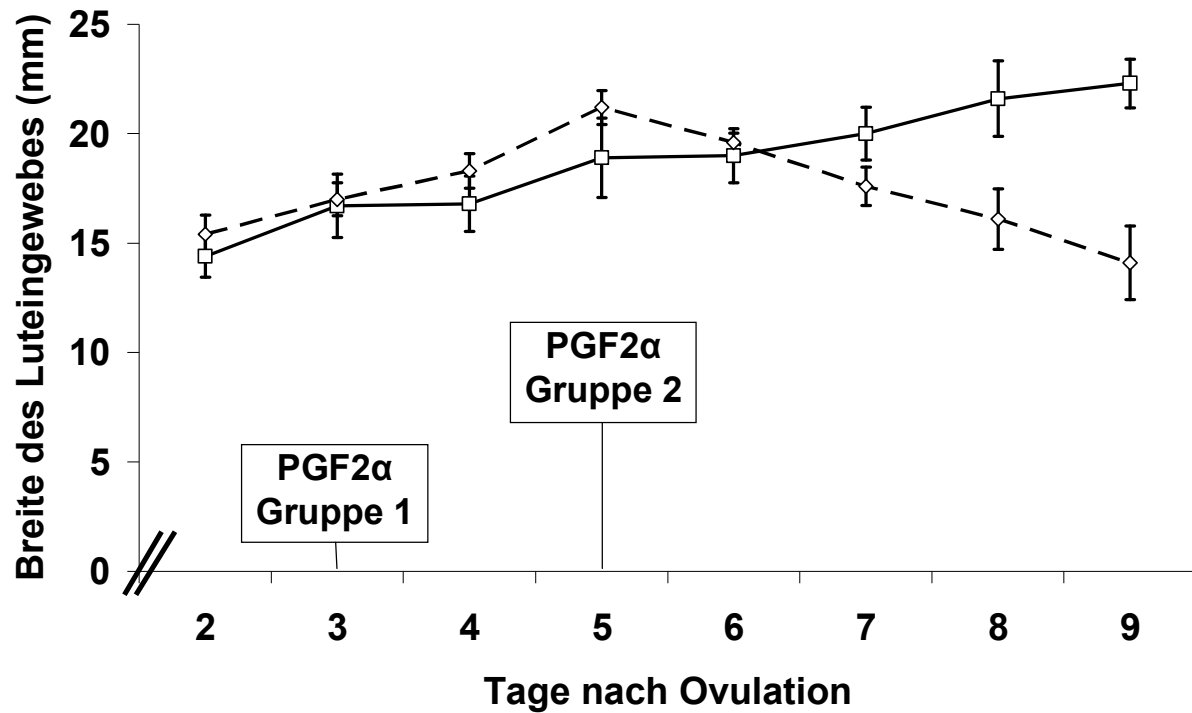


Abb. 52: Veränderung der durchschnittlichen Breite des Luteingewebes (mm) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, n = 7) und der Gruppe 2 (-◇-, n = 8) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

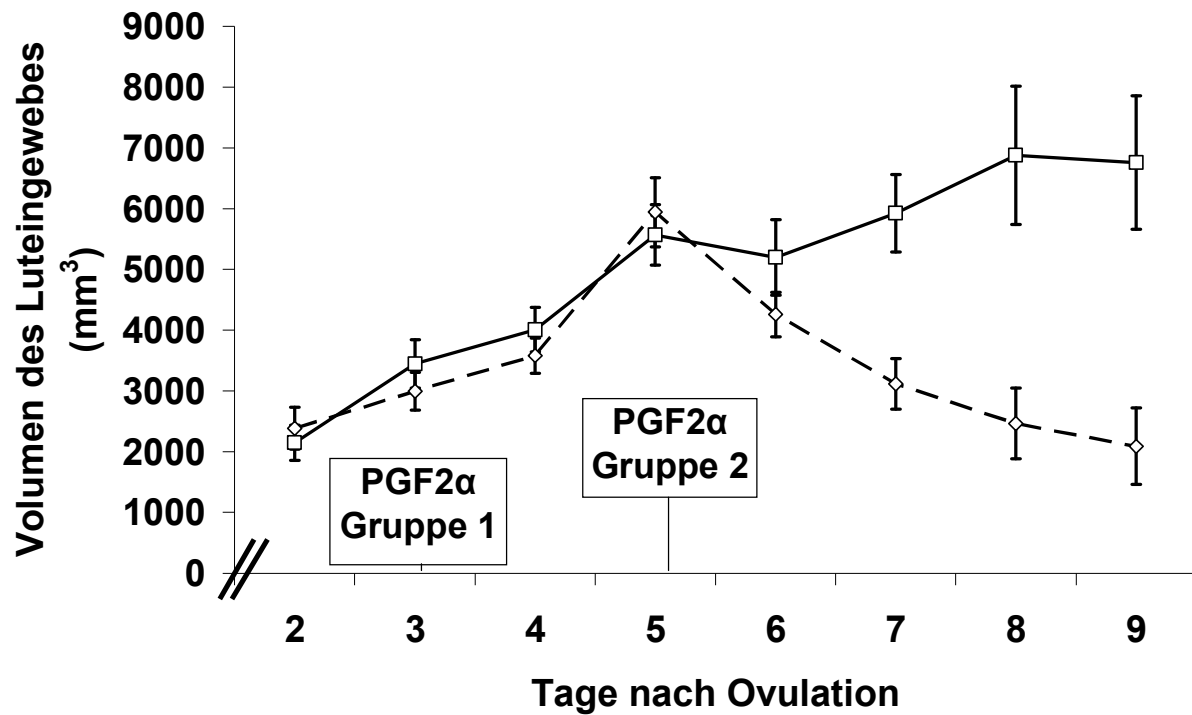


Abb. 53: Veränderung des durchschnittlichen Volumens des Luteingewebes (mm³) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, n = 7) und der Gruppe 2 (- ◇ -, n = 8) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

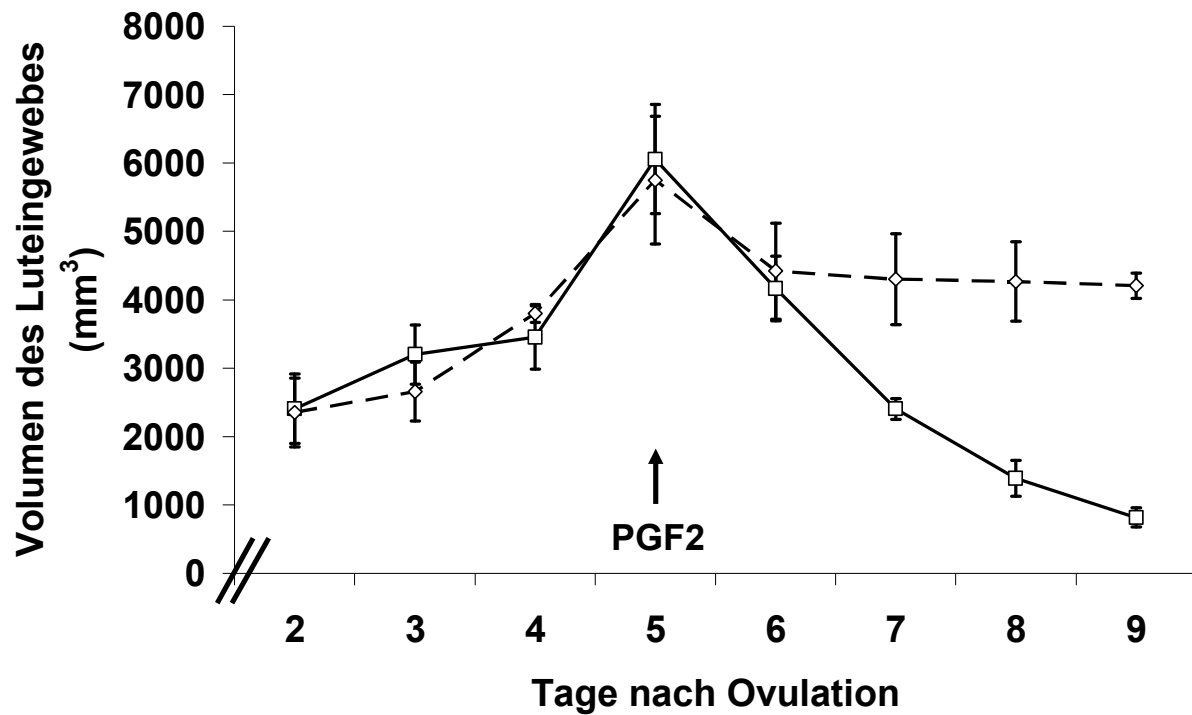


Abb. 54: Veränderung des durchschnittlichen Volumens des Luteingewebes (mm³) bei Reagenten (—□—, n = 5) und Nicht-Reagenten (-◇-, n = 3) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

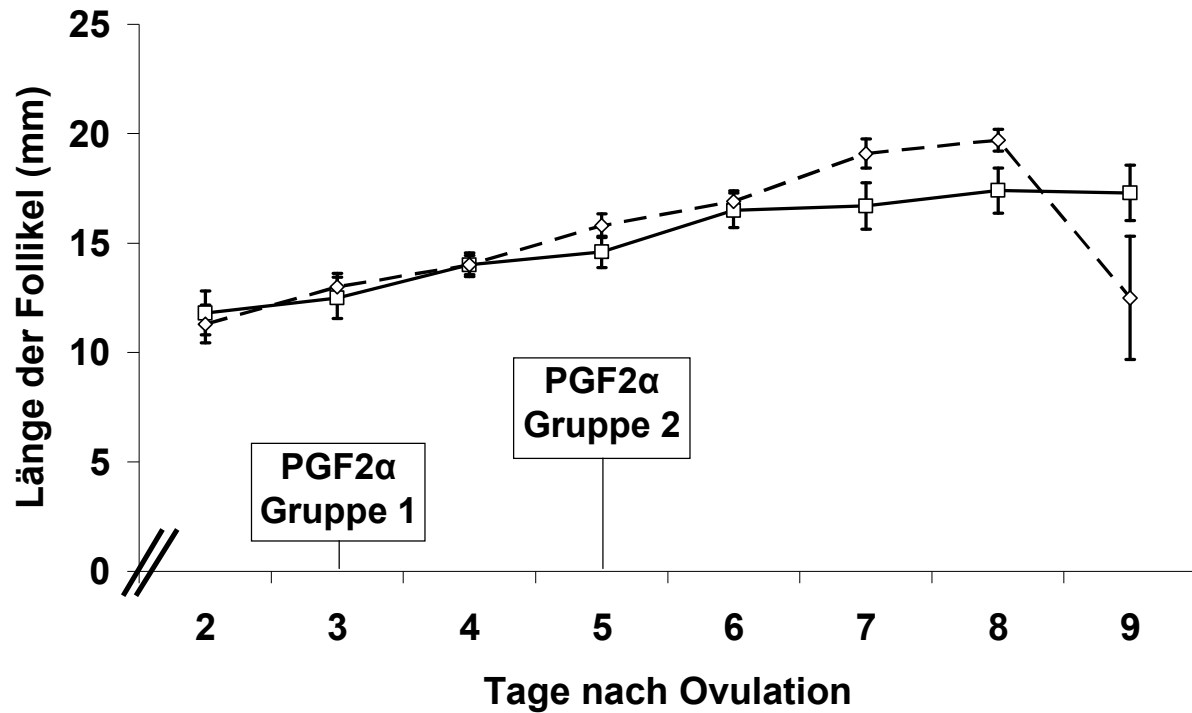


Abb. 55: Veränderung der durchschnittlichen Länge des jeweils grössten Follikels (mm) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, n = 7) und Kühen der Gruppe 2 (- ◇ -, n = 8) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

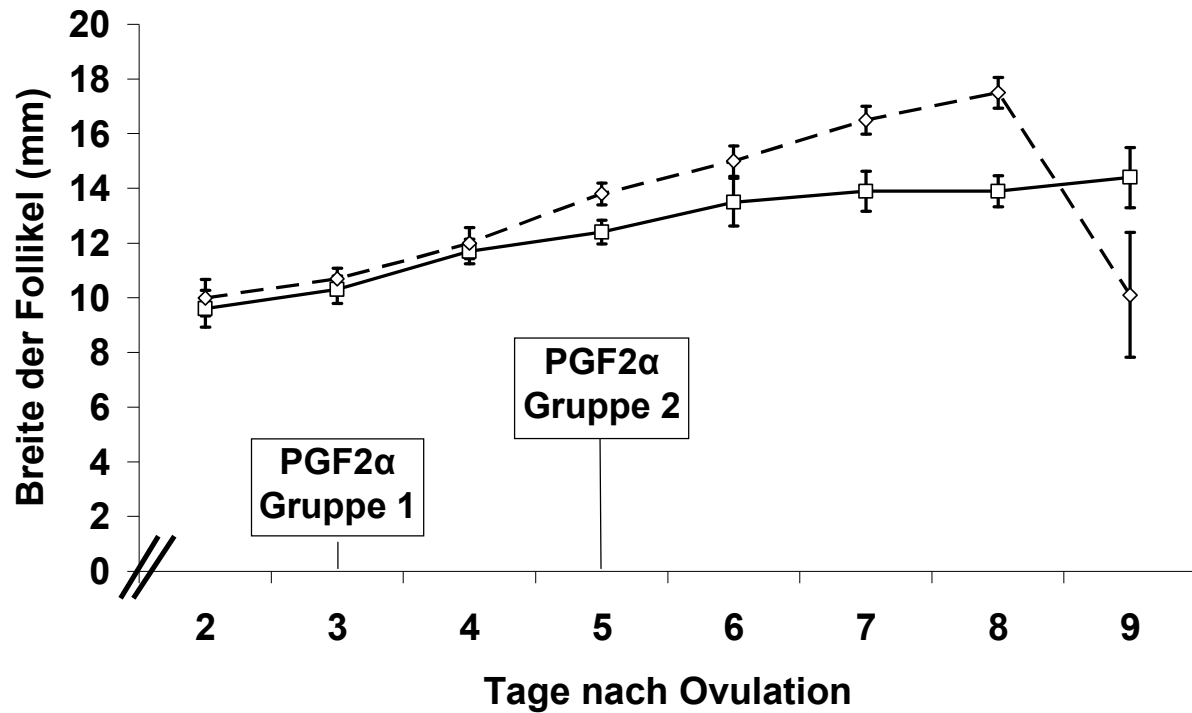


Abb. 56: Veränderung der durchschnittlichen Breite des jeweils grössten Follikels (mm) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, n = 7) und der Gruppe 2 (- ◇ -, n = 8) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

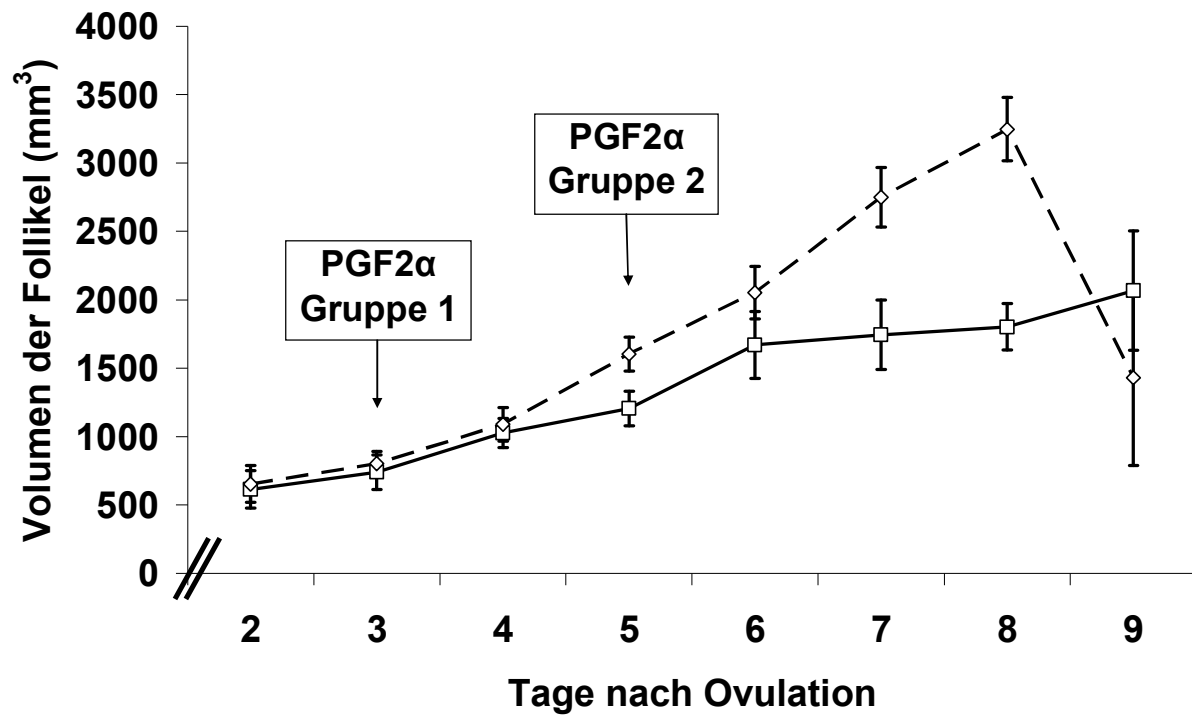


Abb. 57: Veränderung des durchschnittlichen Volumens des jeweils grössten Follikels (mm³) vergleichend zwischen Kühen der Gruppe 1 (—□—, n = 7) und der Gruppe 2 (-◇-, n = 8) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).

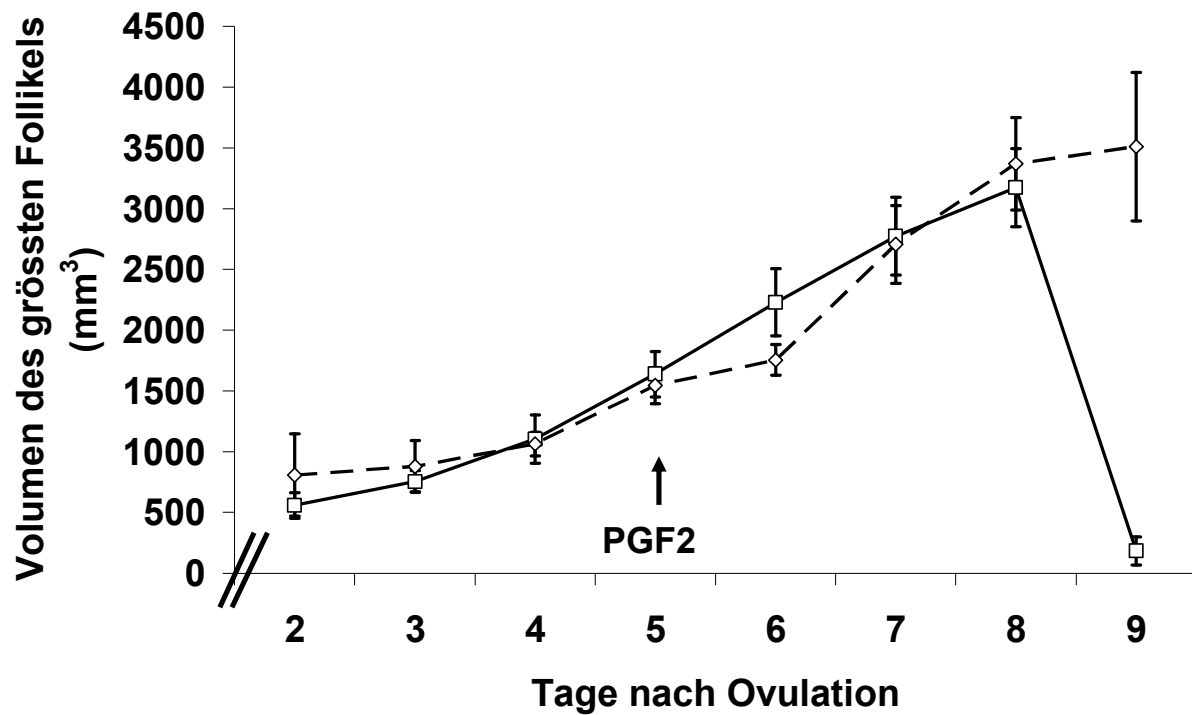


Abb. 58: Veränderung des Volumens des jeweils grössten Follikels (mm^3) eines Ovarpaares bei Reagenten ($\text{—}\square\text{—}$, $n = 5$) und Nicht-Reagenten ($\text{--}\diamond\text{--}$, $n = 3$) im Zeitraum von Tag 2 bis Tag 9 nach der Ovulation (ANOVA).